



UNIVERSIDADE TÉCNICA DE LISBOA

Faculdade de Medicina Veterinária

CONTROLO DE PRAGAS NO JARDIM ZOOLOGICO DE LISBOA – PARTICULAR  
RELEVÂNCIA PARA O CONTROLO DE ROEDORES E SUA INFEÇÃO PARASITÁRIA

António Pedro Marcos Avérous Mira Crespo

CONSTITUIÇÃO DO JÚRI

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

Doutor Virgílio da Silva Almeida

Doutora Yolanda Maria Vaz

Dr. Narciso António Esteves Lapão

ORIENTADOR

Dr. Narciso António Esteves Lapão

CO-ORIENTADORA

Doutora Yolanda Maria Vaz

2012  
LISBOA





UNIVERSIDADE TÉCNICA DE LISBOA

Faculdade de Medicina Veterinária

CONTROLO DE PRAGAS NO JARDIM ZOOLOGICO DE LISBOA – PARTICULAR  
RELEVÂNCIA PARA O CONTROLO DE ROEDORES E SUA INFEÇÃO PARASITÁRIA

António Pedro Marcos Avérous Mira Crespo

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO EM SEGURANÇA ALIMENTAR

CONSTITUIÇÃO DO JÚRI

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

Doutor Virgílio da Silva Almeida

Doutora Yolanda Maria Vaz

Dr. Narciso António Esteves Lapão

ORIENTADOR

Dr. Narciso António Esteves Lapão

CO-ORIENTADORA

Doutora Yolanda Maria Vaz

2012

LISBOA

## **AGRADECIMENTOS**

Quero desta forma expressar os meus sinceros agradecimentos a todos os que direta e indiretamente me ajudaram na realização deste trabalho.

À Administração do Jardim Zoológico de Lisboa, pela possibilidade da realização do estágio.

Ao Dr. Narciso Esteves Lapão, como orientador, deste estudo, por todo o apoio, ajuda, boa disposição e disponibilidade demonstrados durante o estágio e pela revisão crítica do manuscrito.

À Professora Doutora Yolanda Maria Vaz Orientadora deste trabalho, pelos ensinamentos, pela paciência na revisão crítica do documento, pela dedicação e por toda ajuda prestada na realização deste estudo, sem a qual não poderia ter sido realizado.

Ao Professor Doutor Luís Madeira de Carvalho, por toda a colaboração, ensinamentos, boa disposição, disponibilidade demonstrados particularmente no estudo parasitário e revisão crítica do manuscrito e acima de tudo, pela amizade.

Ao Enfermeiro Nuno Gaspar, responsável pelo controlo de pragas no Jardim Zoológico de Lisboa, pela incansável ajuda na captura dos roedores, pelas orientações e ensinamentos transmitidos e pela simpatia e amizade.

À Dra. Lídia Gomes, pelos conhecimentos transmitidos e apoio relativamente à parte prática do estudo parasitário e pela paciência, dedicação e companheirismo demonstrados.

A toda a equipa de tratadores do Jardim Zoológico de Lisboa pela colaboração prestada, elevada disponibilidade, interesse e simpatia durante todo o período de estágio.

Ao Doutor Nuno Carolino, Investigador Auxiliar, da Unidade de Investigação de Recursos Genéticos, Reprodução e Melhoramento Animal do INRB, IPL-INIA, pela ajuda e disponibilidade prestadas na realização da análise estatística dos resultados, que permitiu validar este estudo.

Ao Dr. Rui Bernardino, Médico-Veterinário do Jardim Zoológico de Lisboa, pelas orientações, ensinamentos transmitidos e amizade.

Ao Professor Doutor Jorge Correia pelas facilidades concedidas e apoio, quer na realização das necrópsias dos roedores, quer nos cortes histológicos e respetivas fotografias.

Ao Dr. Henrique Simas pelo apoio prestado e sugestões para o controlo das aves do Zoo.

À empresa “Desinfeções Sul-Tejo” por todas as informações prestadas acerca do controlo de pragas no Zoo de Lisboa.

À Dra. Lucília Tibério, Eng.<sup>o</sup> José de Ornellas Dias Ferreira, Eng.<sup>a</sup> Ana Paula Saraiva e Dra. Telma Araújo, pela ajuda, simpatia, estímulo e disponibilidade prestadas.

A todos os professores do Mestrado de Segurança Alimentar, pelo constante incentivo e apoio prestado.

Aos meus colegas de mestrado, aos colegas do Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da Faculdade de Medicina Veterinária e aos educadores do Jardim Zoológico

de Lisboa por toda a vivência, companheirismo e amizade demonstrados ao longo destes anos e no decorrer do estágio.

Às amigas de sempre, Ana Teresa Ferreira Jorge e Fernanda Rosa, pelo interesse, estímulo e ajuda prestada, particularmente na pesquisa bibliográfica, ilustração dos parasitas e na revisão crítica do documento.

Aos amigos de toda a vida pelo incentivo na realização deste trabalho e pelos momentos, que juntos temos partilhado.

Finalmente, as minhas últimas palavras são dirigidas aos meus pais e avó, pela enorme compreensão, incentivo e auxílio na concretização deste estudo.

A todos

Um muito obrigado!

## **Controlo de pragas no Jardim Zoológico de Lisboa – particular relevância para o controlo de roedores e infeção parasitária**

### **RESUMO**

Os parques zoológicos constituem ecossistemas partilhados por espécies domésticas e silvestres e pelo Homem, o que facilita a entrada de agentes patogénicos, sendo fundamental o estabelecimento de um programa de medicina veterinária preventiva, onde o cumprimento de todas as regras de segurança e higiene e o controlo de pragas são fundamentais. Assim, o presente estudo que decorreu no Jardim Zoológico de Lisboa, durante o ano de 2011, teve como objetivo efetuar um levantamento sobre as práticas de higiene e segurança, com ênfase no controlo de pragas, mediante observações *in loco*, entrevistas aos tratadores e responsáveis pelas empresas de controlo de pragas e a aplicação de um inquérito aos tratadores, com vista à identificação dos graus de infestação e práticas de prevenção e controlo. Dada a importância que os roedores representam como hospedeiros de um elevado número de espécies parasitárias foi ainda objetivo deste estudo a determinação da infeção parasitária em 100 roedores capturados (50 *Mus musculus*; 50 *Rattus norvegicus*).

Através das observações realizadas e da análise das respostas obtidas no inquérito aos tratadores, verificou-se que de uma maneira geral, os cuidados de higiene e segurança praticados no Jardim Zoológico de Lisboa vão ao encontro do preconizado por vários autores, no entanto, alguns aspetos, relativamente à prevenção e ao controlo de pragas poderiam ser melhorados. São apresentadas neste trabalho sugestões de melhoramento, e sugere-se ainda que as ações de formação aos tratadores sejam estendidas a esta temática, caracterizando as espécies de pragas existentes e as doenças por elas transmitidas, para incentivar uma melhor deteção e controlo das mesmas.

No estudo parasitário verificou-se que 82 roedores (82,0 %) apresentavam formas de eliminação parasitária, com maior proporção de animais positivos para a espécie *Rattus norvegicus* (84,0%). Identificaram-se nove espécies de parasitas, *Eimeria* spp., *Cryptosporidium parvum*, *Cysticercus fasciolaris* (forma larvar de *Taenia taeniaeformis*), *Hymenolepis diminuta*, *Nippostrongylus brasiliensis*, *Heterakis spumosa*, *Syphacia obvelata*, *Calodium hepaticum* e *Trichuris muris*, independentemente da espécie de roedor.

Das espécies identificadas, *Cryptosporidium parvum*, *Calodium hepaticum* e *Syphacia obvelata* são transmissíveis diretamente a primatas, incluindo o Homem e *Cysticercus fasciolaris* e *Hymenolepis diminuta* indiretamente aos mesmos hospedeiros.

Estes estudos salientam a importância do controlo de pragas no ecossistema formado pelo Zoo de Lisboa, especialmente considerando o papel que algumas espécies de pragas assumem como reservatório de agentes parasitários e de outras naturezas, patogénicos para o Homem e animais.

Palavras chave: Jardim Zoológico de Lisboa; higiene e segurança; controlo de pragas; identificação de potenciais perigos; infeção parasitária em *Mus musculus* e *Rattus norvegicus*.

## **Pest control in the Zoological Garden of Lisbon – special relevance for rodents control and their parasitic infection**

### **ABSTRACT**

Zoological parks constitute special ecosystems shared by domestic and wild species and man, which promotes the entrance of pathogens, therefore the establishment of preventive programs, with the fulfillment of all rules of security hygiene and pest control is essential

The present study was carried out at the Lisbon Zoo, during 2011, aimed to characterize the hygiene and safety practices, with special emphasis on pest control, by *in situ* observations, interview to keepers and the pest control personnel. A formal questionnaire was implemented to keepers in order to establish infestations levels and current preventive and control practices.

Considering the importance of rodents as host of a large number of parasitic species another objective of this study was to determine the parasitic infection in 100 captured rodents (50 *Mus musculus*, 50 *Rattus norvegicus*).

The observations and the analysis of keeper's survey revealed that in general, the hygiene and safety practiced in Lisbon Zoo follows the recommendations of several authors, however, some aspects of pest control would benefit of improvements. Suggestions are presented to correct the aspects, is also suggested that training activities for keepers are extended to this subject, including the characteristics of the existing pests and diseases they can transmit in order to improve pest detection and their control.

In the parasitic study it was found that 82 rodents (82.0%) had parasitic forms of disposal, with a greater proportion of animals positive for the species *Rattus norvegicus* (84.0%). We identified nine species of parasites, *Eimeria* spp., *Cryptosporidium parvum*, *Cysticercus fasciolaris* (larval form of *Taenia taeniaeformis*), *Hymenolepis diminuta*, *Nippostrongylus brasiliensis*, *Heterakis spumosa*, *Syphacia obvelata*, *Calodium hepaticum* and *Trichuris muris*, regardless of the rodent species.

From those species, *Cryptosporidium parvum*, *Calodium hepaticum* and *Syphacia obvelata* may be transmitted directly to primates, including humans and *Cysticercus fasciolaris* and *Hymenolepis diminuta* are indirectly transmitted also to humans and primates.

These studies highlighted the importance of pest control in the Lisbon Zoo ecosystem, especially considering the role that some pest species assume as reservoirs of animal and zoonotic parasitic diseases as well as other pathogens.

**Keywords:** Lisbon Zoo, health and safety, pest control, identification of potential hazards; parasite infection in *Mus musculus* and *Rattus norvegicus*.

## **NOTA PRÉVIA**

Deste estudo, integrado na componente prática do Mestrado em Segurança Alimentar, realizado no Jardim Zoológico de Lisboa e no Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da Faculdade de Medicina Veterinária de Lisboa resultaram três trabalhos, dois já apresentados sob a forma de painel, e um a apresentar em comunicação oral, nos seguintes congressos:

- V Congresso da Sociedade Portuguesa de Ciências Veterinárias, INRB IP/L-INIA Fonte Boa, Vale de Santarém, 13 a 15 de outubro de 2011 (Anexo 1);
- International Conference on Diseases of Zoo and Wild Animals 2012, 16<sup>th</sup> to 19<sup>th</sup> May 2012, Bussolengo/Verona, Italy (Anexo 2);
- 30<sup>th</sup> Meeting of the European Society of Veterinary Pathology, Leon, Espanha, 5 a 8 setembro de 2012 (Anexo 3).



# ÍNDICE

AGRADECIMENTOS.....	i
RESUMO.....	iii
ABSTRACT.....	iv
NOTA PRÉVIA .....	v
ÍNDICE .....	vi
LISTA DE FIGURAS .....	x
LISTA DE TABELAS .....	xii
1 – INTRODUÇÃO.....	1
2 – BIOSSEGURANÇA E CONTROLO DE PRAGAS .....	4
2.1 – Pragas.....	5
2.1.1 – Principais pragas.....	5
2.1.1.1 – Roedores .....	6
2.1.1.1.1 - <i>Mus musculus</i> (rato do campo ou ratinho) .....	7
2.1.1.1.2 - <i>Rattus norvegicus</i> (ratazana).....	8
2.1.1.1.3 - <i>Rattus rattus</i> (rato preto ou rato do telhado) .....	9
2.1.1.2 – Aves.....	11
2.1.1.2.1 - <i>Columba livia</i> (Pombo-doméstico) .....	11
2.1.1.2.2 – <i>Larus</i> spp. (Gaivotas) .....	13
2.1.1.3 – Insetos .....	14
2.1.1.3.1 – Ordem Blattodea (Baratas) .....	14
2.1.1.3.2 - Família Formicidae (Formigas) .....	16
2.1.2 – Prejuízos e Riscos .....	18
2.1.2.1 – Principais doenças transmissíveis pelos roedores .....	20
2.1.2.2 – Parasitas gastrintestinais e hepáticos dos roedores .....	20
2.1.2.2.1- Protozoa; Phylum Apicomplexa .....	20
2.1.2.2.1.1 - <i>Cryptosporidium</i> sp. ....	20
2.1.2.2.1.2 - <i>Eimeria</i> spp. ....	22
2.1.2.2.2 - Phylum Platyhelmintha; Classe Cestoda .....	23
2.1.2.2.2.1 - <i>Cysticercus fasciolaris</i> .....	23
2.1.2.2.2.2 - <i>Hymenolepis diminuta</i> .....	24
2.1.2.2.3 - Phylum Nematoda .....	25
2.1.2.2.3.1 - <i>Nippostrongylus brasiliensis</i> .....	25
2.1.2.2.3.2 - <i>Heterakis spumosa</i> .....	26
2.1.2.2.3.3 - <i>Syphacia obvelata</i> .....	27
2.1.2.2.3.4 - <i>Trichuris muris</i> .....	29
2.1.2.2.3.5 - <i>Calodium hepaticum</i> .....	30
2.1.3 – Controlo e Prevenção de Pragas .....	31
2.1.3.1 – Prevenção e controlo de roedores .....	33
2.1.3.2 – Prevenção e controlo de aves .....	35
2.1.3.3 – Prevenção e controlo de insetos .....	36

2.1.4 – Prevenção e controlo de Pragas em Parques Zoológico .....	37
3 – MATERIAL E MÉTODOS .....	40
3.1 – Trabalho de campo no Jardim Zoológico de Lisboa .....	40
3.1.1 – Mapa das instalações .....	40
3.1.2 – Maneios sanitário e alimentar .....	41
3.1.3 –Práticas de Higiene e Segurança e caracterização da infestação por pragas .....	41
3.1.4 – Registo dos métodos de controlo de pragas .....	43
3.1.5 – Métodos de captura de roedores .....	43
3.2 – Trabalho de laboratório .....	44
3.2.1 – Identificação dos roedores .....	44
3.2.2 – Necrópsias .....	44
3.2.3 – Processamento parasitológico .....	45
3.2.3.1 – Colheita e identificação de espécimes adultos de helmintes	45
3.2.3.2 – Colheita e identificação de formas larvares de helmintes ..	46
3.2.3.3 – Pesquisa de ovos e/ou oocistos .....	47
3.2.3.4 – Estudo taxonómico .....	47
3.3 – Registos e análise de dados .....	48
3.3.1 –Métodos estatísticos .....	48
3.3.2 – Conceitos adotados no estudo parasitário .....	49
4 – RESULTADOS .....	50
4.1 – Infraestruturas, manejo geral e alimentar e higiene e sanidade .....	50
4.1.1 – Instalações - Maneio Geral e Higiene .....	50
4.1.2 – Maneio Alimentar .....	51
4.1.3 – Sanidade .....	51
4.2 – Higiene e Segurança – análise do questionário .....	53
4.2.1 – Identificação/caracterização dos inquiridos .....	53
4.2.2 – Higiene e segurança praticada .....	54
4.2.3 – Principais pragas identificadas .....	55
4.2.4 – Intensidade de infestação por pragas .....	56
4.2.4.1 – Roedores do Jardim Zoológico de Lisboa .....	56
4.2.4.2 – Aves do Jardim Zoológico de Lisboa .....	58
4.2.4.3 – Insetos do Jardim Zoológico de Lisboa .....	59
4.2.4.4 – Outras pragas do Jardim Zoológico de Lisboa .....	60
4.2.4 – Métodos de controlo das pragas .....	61
4.3 – Controlo de pragas no Jardim Zoológico de Lisboa .....	62
4.3.1 – Controlo de roedores .....	62
4.3.2 – Controlo de aves .....	63
4.3.3 – Controlo de insetos .....	64
4.4 – Captura de roedores no Jardim Zoológico de Lisboa .....	64

4.5 – Infecção parasitária em roedores .....	67
4.5.1 – Espécies identificadas .....	67
4.5.1.1 – Protozoa; Phylum Apicomplexa .....	67
4.5.1.1.1 – <i>Cryptosporidium</i> sp. ....	67
4.5.1.1.2 – <i>Eimeria</i> spp. ....	67
4.5.1.2 – Phylum Platyhelmintha; Classe Cestoda .....	67
4.5.1.2.1 – <i>Cysticercus fasciolaris</i> .....	67
4.5.1.2.2 – <i>Hymenolepis diminuta</i> .....	68
4.5.1.3 - Phylum Nematoda .....	69
4.5.1.3.1 – <i>Nippostrongylus brasiliensis</i> .....	69
4.5.1.3.2 – <i>Heterakis spumosa</i> .....	70
4.5.1.3.3 – <i>Syphacia obvelata</i> .....	71
4.5.1.3.4 – <i>Trichuris muris</i> .....	73
4.5.1.3.5 – <i>Calodium hepaticum</i> .....	73
4.5.2 – Prevalência/Infecção .....	74
4.5.2.1 – Global e por espécie de roedor .....	74
4.5.2.2 – Distribuição da infecção por classe etária do hospedeiro .....	75
4.5.2.3 – Distribuição da infecção por sexo do hospedeiro .....	77
4.5.2.4 – Distribuição da infecção por local de captura .....	80
4.5.3 – Carga parasitária .....	81
4.5.3.1 – Carga parasitária global .....	81
4.5.3.2 – Carga parasitária por classe etária do hospedeiro .....	83
4.5.3.3 – Carga parasitária por sexo do hospedeiro .....	83
5 – DISCUSSÃO .....	84
5.1 – Higiene e segurança praticadas no Jardim Zoológico de Lisboa .....	84
5.2 – Pragas do JZL .....	85
5.2.1 – Controlo de pragas .....	88
5.2.1.1 – Controlo de roedores .....	89
5.2.1.2 – Controlo de aves .....	93
5.2.1.2 – Controlo de insetos .....	96
5.3 – Infecção parasitária nos roedores capturados .....	97
5.3.1 – Espécies identificadas .....	97
5.3.2 – Prevalências .....	100
5.3.2.1 – Infecção parasitária por classe etária do hospedeiro .....	102
5.3.2.2 – Infecção parasitária por sexo do hospedeiro .....	103
5.3.2.3 – Infecção parasitária por local de captura .....	103
5.3.3 – Carga parasitária .....	104
5.3.4. – Intertransmissibilidade parasitária .....	104
6 – CONCLUSÕES .....	108
7 – BIBLIOGRAFIA .....	110

Anexo 1 - Resumo da comunicação apresentada sob a forma de painel no V Congresso da Sociedade Portuguesa de Ciências Veterinárias, INRB IP/L-INIA Fonte Boa, Vale de Santarém, 13 a 15 de outubro de 2011 .....	123
Anexo 2 - Resumo da comunicação apresentada sob a forma de painel na International Conference on Diseases of Zoo and Wild Animals 2012, 16th to 19th May 2012, Bussolengo/ Verona, Italy .....	124
Anexo 3 - Resumo da comunicação a apresentar oralmente no 30th Meeting of the European Society of Veterinary Pathology, Leon, Espanha, 5 a 8 de setembro de 2012 ..	125
Anexo 4 - Características e comportamento das principais espécies de roedores sinantrópicos comensais .....	126
Anexo 5 - Principais doenças transmitidas pelos roedores ao Homem e outros animais ...	127
Anexo 6 - Ciclo biológico de <i>Cryptosporidium parvum</i> .....	129
Anexo 7 - Ciclo biológico de <i>Eimeria</i> sp. ....	130
Anexo 8 - Ciclo biológico de <i>Taenia taeniaeformis</i> .....	131
Anexo 9 - Ciclo biológico de <i>Hymenolepis diminuta</i> .....	132
Anexo 10 - Ciclo biológico de <i>Calodium hepaticum</i> .....	133
Anexo 11 - Perfil estrutural/operacional, no controlo de roedores, em diferentes setores...	134
Anexo 12 - Mapa do Jardim Zoológico de Lisboa onde se podem observar os espaços verdes e as áreas cobertas onde se incluem as instalações dos animais .....	135
Anexo 13 - Questionário e interpretação da classificação em graus das pragas identificadas .....	136
Anexo 14 - Folha de registos de necrópsias/análises parasitárias .....	138
Anexo 15 - Base de dados em folha de cálculo Microsoft Excel referente às respostas obtidas no questionário realizado aos tratadores do Jardim Zoológico de Lisboa .....	139
Anexo 16 - Base de dados em Microsoft Excel do estudo parasitário .....	143
Anexo 17 - Tipos de vegetação e substratos das instalações exteriores dos mamíferos, aves e répteis do Zoo de Lisboa .....	145
Anexo 18 - Maneio e higiene praticados no Zoo de Lisboa, por instalação dos mamíferos, aves e répteis .....	147
Anexo 19 - Folheto do Raticida usado no controlo de roedores. Cedido pela empresa ....	149
Anexo 20 - Levantamento das armadilhas colocadas para roedores nos diferentes setores do Jardim Zoológico de Lisboa .....	151
Anexo 21 - Zonas em estudo, no Jardim Zoológico de Lisboa com a localização das armadilhas mecânicas e químicas para controlo de roedores e armadilhas mecânicas para controlo dos pombos .....	154
Anexo 22 - Análise estatística efetuada relativamente ao estudo parasitário nos roedores capturados no Jardim Zoológico de Lisboa .....	155
Anexo 23 - Sugestão para uma ficha de inspeção de pragas no Zoo .....	157
Anexo 24 - Regulamento interno da Câmara Municipal de Lisboa, referente ao controlo e prevenção de pragas .....	158

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1 -	Componentes que integram um programa de biossegurança em parques zoológicos.....	2
Figura 2 -	Características morfológicas de: <i>Mus musculus</i> , <i>Rattus norvegicus</i> e <i>Rattus rattus</i> .....	6
Figura 3 -	Distribuição geográfica da espécie <i>Mus musculus</i> .....	7
Figura 4 -	Distribuição geográfica da espécie <i>Rattus norvegicus</i> .....	9
Figura 5 -	Distribuição geográfica da espécie <i>Rattus rattus</i> .....	10
Figura 6 -	Distribuição geográfica da espécie <i>Columba livia</i> .....	12
Figura 7 -	Medidas a implementar num controlo integrado de pragas.....	33
Figura 8 -	Zonas em estudo, no Jardim Zoológico de Lisboa.....	41
Figura 9 -	Armadilhas utilizadas para captura de <i>M. musculus</i> (a - Tipo <i>Sherman</i> ) e <i>R. norvegicus</i> (b - Tipo <i>Tomahawk</i> ).....	44
Figura 10 -	Necrópsia em roedor.....	44
Figura 11 -	Copo com fezes.....	45
Figura 12 -	Individualização dos órgãos em placa de Petri, após necrópsia.....	45
Figura 13 -	Decantação dos conteúdos gastrintestinais.....	45
Figura 14 -	Roedor necropsiado, apresentando os órgãos em autólise.....	47
Figura 15 -	Algumas das pragas identificadas no Jardim Zoológico de Lisboa.....	56
Figura 16 -	Intensidade de infestação de roedores, <i>M. musculus</i> e <i>R. norvegicus</i> , nas instalações interiores e exteriores.....	57
Figura 17 -	Intensidade de infestação de aves, <i>Columba livia</i> , <i>Larus</i> spp. e <i>Passer domesticus</i> , nas instalações interiores e exteriores.....	58
Figura 18 -	Intensidade de infestação de insetos, da ordem Blattodea e família Formicidae nas instalações interiores e exteriores .....	59
Figura 19 -	Métodos de controlo utilizados contra as pragas, no Zoo de Lisboa.....	61
Figura 20 -	Diferentes tipos de armadilhas químicas usadas pela empresa de desratização. a – cartão; b – verdes; c – pretas .....	62
Figura 21 -	Armadilha mecânica usada para a captura de pombos.....	63
Figura 22 -	Metodologia para controlo de insetos voadores no interior do Templo dos Primatas. a. Inseto caçador; b. Tela adesiva .....	64
Figura 23 -	Exemplares dos roedores em estudo. a - <i>Mus musculus</i> ; b – <i>Rattus norvegicus</i> .....	64
Figura 24 -	Distribuição das espécies de roedores capturados por sexo (a) e idade (b).....	65
Figura 25 -	Zonas de captura dos roedores, no Jardim Zoológico de Lisboa.....	66
Figura 26 -	Distribuição dos roedores capturados, por instalação de animais, do Jardim Zoológico de Lisboa.....	66
Figura 27 -	Oocisto de <i>Cryptosporidium</i> sp.....	67
Figura 28 -	Oocistos do género <i>Eimeria</i> .....	68
Figura 29 -	<i>Cysticercus fasciolaris</i> , forma larvar de <i>T. taeniformis</i> : a - exteriorizada da vesícula e semelhante à forma adulta; b - escoléx com quatro ventosas e coroa dupla de ganchos.....	68
Figura 30 -	<i>Hymenolepis diminuta</i> . a - proglótide maduro; b - proglótide grávido com o útero repleto de ovos; c – escólex inerte; d – ovo hialino e oncosfera com três pares de ganchos.....	69
Figura 31 -	<i>Nippostrongylus brasiliensis</i> .....	70
Figura 32 -	<i>Heterakis spumosa</i> . a - extremidade anterior, bulbo esofágico com complexo valvular; b - ventosa pré-anal do macho; c - extremidade posterior do macho com estrutura papiliforme visível.....	71
Figura 33 -	Fêmea de <i>Heterakis spumosa</i> . a - vulva com formações cuticulares e útero repleto de ovos; b - extremidade posterior pontiaguda; c - morfometria dos ovos .....	71
Figura 34 -	Extremidade anterior de <i>Syphacia obvelata</i> . a - zona cefálica com duas dilatações e boca com três lábios; b - esófago e bulbo esofágico esférico, separados por constrição.....	72

Figura 35 -	Extremidade posterior de <i>Syphacia obvelata</i> . a - três dilatações mamilonadas, na face ventral do último terço do corpo do macho; b - espícula do macho ligeiramente encurvada. c - poro genital da fêmea e extremidade posterior, longa e fina; d - útero cheio de ovos, em forma de banana.....	72
Figura 36 -	Ovo de <i>Trichuris muris</i> .....	73
Figura 37 -	<i>Calodium hepaticum</i> : a - fígado com lesões macroscópicas (nódulos esbranquiçados de calcificação); b - ovo a fresco, após maceração; c - ovos e adultos no parênquima hepático; d - pormenor dos ovos em corte histológico.....	73
Figura 38 -	Tipos de infeção observadas em <i>Mus musculus</i> (a) e <i>Rattus norvegicus</i> (b) .....	75
Figura 39 -	Número de animais positivos, por idade e espécie de roedor em estudo.....	76
Figura 40 -	Diversidade parasitária observada em <i>Mus musculos</i> , por idade.....	77
Figura 41 -	Diversidade parasitária observada em <i>Rattus norvegicus</i> , por idade.....	77
Figura 42 -	Número de animais positivos, por sexo e espécie de roedor em estudo.....	78
Figura 43 -	Diversidade parasitária observada em <i>Mus musculus</i> , por sexo.....	79
Figura 44 -	Diversidade parasitária observada em <i>Rattus norvegicus</i> , por sexo.....	79
Figura 45 -	Número de animais capturados e positivos, por roedor e local de captura.....	80
Figura 46 -	Diversidade parasitária observada em <i>Mus musculos</i> , por local de captura.....	81
Figura 47 -	Diversidade parasitária observada em <i>Rattus norvegicus</i> , por local de captura.....	81
Figura 48 -	Comedouros nas instalações dos flamingos. a - antigos, de fácil acesso aos pombos e gaivotas; b - recentes, de acesso restrito aos flamingos.....	95
Figura 49 -	Medidas para evitar as aves. a - colocação de redes em cantos para evitar que façam ninhos; b - colocação de arames para evitar que pousem; c - redes de captura nas árvores .....	95
Figura 50 -	Autocolantes com a forma de um predador - Zoo de Berlin.....	96

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Rodenticidas utilizados no controlo de roedores .....	34
Tabela 2 - Critérios selecionados para os diferentes graus de classificação de pragas consideradas .....	42
Tabela 3 - Alimentação dos mamíferos do Zoo de Lisboa, por grupos de animais.....	52
Tabela 4 - Alimentação das aves e répteis do Zoo de Lisboa, por grupos de animais.....	53
Tabela 5 - Identificação dos inquiridos.....	54
Tabela 6 - Atividade (tempo e animais a cargo) e formação dos inquiridos.....	54
Tabela 7 - Higiene e segurança.....	55
Tabela 8 - Infestação por roedores, <i>M. musculus</i> e <i>R. norvegicus</i> , no interior e exterior das instalações, por grupos setores em estudo.....	57
Tabela 9 - Infestação de aves, <i>Columba livia</i> , <i>Larus</i> spp. e <i>Passer domesticus</i> , nas instalações interiores e exteriores, por setores em estudo.....	59
Tabela 10 - Infestação por insetos da ordem Blattodea e família Formicidae no interior e exterior das instalações, por setores em estudo.....	60
Tabela 11 - Distribuição das diferentes armadilhas usadas para captura de roedores, por zonas do Zoo de Lisboa.....	63
Tabela 12 - Distribuição dos roedores capturados, no Zoo de Lisboa, por sexo e idade	65
Tabela 13 - Prevalência global da infeção por helmintes e protozoários intestinais nos roedores em estudo.....	74
Tabela 14 - Prevalência da infeção por helmintes e protozoários intestinais em função da localização no hospedeiro em estudo.....	74
Tabela 15 - Infecções observadas em <i>Mus musculus</i> , <i>Rattus norvegicus</i> e no total das observações.....	75
Tabela 16 - Tipos de infeções (%) observadas por idade e por espécie de roedor.....	76
Tabela 17 - Tipos de infeções (%) observadas por sexo e por espécie de roedor.....	79
Tabela 18 - Carga parasitária registada por roedor e espécie parasitária (valores médios, máximos e mínimos).....	82
Tabela 19 - Espécimes machos e fêmeas por roedor e por espécie parasita da Filo de Nematoda (valores médios, máximos e mínimos e proporção 1♂/n.º ♀♀) ..	82
Tabela 20 - Carga parasitária registada por roedor e espécie parasitária, em função da idade dos hospedeiros.....	83
Tabela 21 - Carga parasitária registada por roedor e espécie parasitária, em função do sexo dos hospedeiros.....	83
Tabela 22 - Espécies parasitas assinaladas em Portugal em <i>M. musculus</i> , <i>M. spretus</i> , <i>R. norvegicus</i> e <i>R. rattus</i> .....	98
Tabela 23 - Dimensões de espécies de <i>Eimeria</i> de <i>M. musculus</i> e <i>R. norvegicus</i> .....	99

Tabela 24 -	Dimensões de <i>C. muris</i> e <i>C. parvum</i> .....	100
Tabela 25 -	Prevalência da infeção por helmintes de <i>M. musculus</i> , em Portugal.....	101
Tabela 26 -	Prevalência da infeção por helmintes de <i>R. norvegicus</i> , em Portugal.....	101
Tabela 27 -	Estudo comparativo das cargas parasitárias obtidas neste estudo com as de outros trabalhos.....	104
Tabela 28 -	Espécies exóticas onde foi identificado <i>Calodium hepaticum</i> .....	105
Tabela 29 -	Espécies exóticas onde foi identificado <i>Cryptosporidium</i> spp.....	106



# 1 – INTRODUÇÃO

A criação dos Parques Zoológicos teve, quando do seu início, fins contemplativos, de exibicionismo e de entretenimento da população (Dias & Cortinhas, 1992).

Atualmente, de acordo com Dias & Cortinhas (1992) e World Association of Zoos and Aquariums [WAZA] (2005), estas instituições tentam afirmar-se como modelos de “conservação integrada”, assumindo quatro funções principais: conservação/preservação, educação, investigação científica e lazer e procuram educar e sensibilizar a opinião pública, mostrando a quem os visita que o mundo animal e tudo o que o envolve precisam de mais atenção e que algumas das espécies residentes em parques já se encontram em extinção no seu habitat natural.

Mostram, ainda, que a criação de animais silvestres deve ser feita através da sua manutenção em instalações inovadoras e nas melhores condições de bem-estar, dedicando-se essencialmente à reprodução de animais em vias de extinção, com a esperança de um dia os poderem reintroduzir em habitats naturais (WAZA, 2005).

Os parques zoológicos, estejam eles localizados dentro das cidades ou em espaços rurais, geralmente estão situados próximo de áreas verdes ou têm na sua componente espaços ajardinados abundantes, representando assim um ecossistema próprio com uma ampla variedade de espécies animais (Corrigan, 2001). Este ecossistema é partilhado por espécies domésticas ou silvestres e pelo próprio Homem, situação esta que facilita a entrada a agentes patogénicos, muitos deles com potencial zoonótico. Desta forma é fundamental o estabelecimento de um programa de medicina preventiva, cujo objetivo principal é impedir a disseminação de agentes patogénicos e doenças, quer para os trabalhadores, quer para a coleção zoológica, através do estabelecimento dum protocolo de manejo sanitário (Collins & Powell, 1996; Cubas, Silva & Catão-Dias, 2007).

De acordo com Collins & Powell (1996) e Cubas et al. (2007) este programa tem os seguintes componentes:

- o controlo de entradas e saídas de animais, com o estabelecimento do tempo adequado de quarentena;
- o controlo das limpezas diárias das instalações e espaços verdes; do manejo específico para cada setor de intervenção; dos equipamentos de limpeza e de proteção física;
- o controlo e tratamento dos resíduos sólidos e líquidos de todas as instalações (animais, hospitalares, laboratoriais, serviços administrativos), restos de alimentos, espaços verdes e esgotos;
- os controlos sanitários específicos, tais como os referentes a determinadas áreas: maternidades, quarentena, laboratório e zonas de preparação de alimentos;
- o controlo de pragas, que passa pela identificação das principais pragas existentes, pela determinação de medidas para a sua prevenção e controlo e ainda pela captura,

eutanásia e pesquisa das doenças, particularmente as zoonóticas, de que são potenciais transmissores;

- a formação e educação dos tratadores através do desenvolvimento de programas educativos que visem o conhecimento das espécies com que lidam, para uma melhor leitura dos seus comportamentos e sinais de saúde e o reconhecimento de alterações comportamentais que possam indicar alterações de saúde e do bem-estar animal; os tratadores devem ainda ser educados em relação aos riscos para a saúde animal e para a sua saúde associados às várias práticas. Considera-se ainda de grande importância que estas ações de formação incidam também, no estudo das espécies de pragas existentes para uma melhor deteção e controlo das mesmas.

Todas estas etapas encontram-se presentemente associadas a um conceito mais amplo, a biossegurança em que todos os componentes requerem permanente manutenção, monitorização e revisão (Cubas et al., 2007). A Figura 1 apresenta os componentes de proteção de saúde animal e pública, sendo a biossegurança representada pelos componentes de prevenção de entrada de agentes e de prevenção da multiplicação e manutenção de agentes.

Figura 1 – Componentes que integram um programa de biossegurança em parques zoológicos.



Pode-se pois definir biossegurança como: a implementação de um conjunto de políticas e normas operacionais rígidas que terão a função de proteger os animais da coleção zoológica contra a introdução de qualquer tipo de agentes infecciosos (vírus, bactérias, fungos ou parasitas) (Kleiman, Thompson & Baer, 2010).

Assim, o presente trabalho teve como objetivo efetuar um levantamento, no Jardim Zoológico de Lisboa, sobre as práticas de higiene e biossegurança, com ênfase no controlo de pragas, mediante observações *in loco*, entrevistas aos tratadores e responsáveis pelas empresas de controlo de pragas e a aplicação de um inquérito aos tratadores, com vista à identificação dos potenciais perigos.

Deseja-se com este trabalho contribuir para o estabelecimento de medidas corretivas para os perigos identificados mediante a apresentação de sugestões e de um plano de controlo e prevenção de pragas, com especial destaque para os roedores.

Dada a importância que os roedores representam como hospedeiros de um elevado número de espécies parasitárias responsáveis por diversas doenças transmissíveis, tanto aos animais, como ao Homem, foi ainda objetivo deste estudo:

- contribuir para um melhor conhecimento da fauna parasitária das espécies de roedores pragas, capturadas no zoo;
- determinar as prevalências, os tipos de infeção, as cargas parasitárias e o potencial zoonótico das espécies parasitárias identificadas;
- analisar os principais fatores indutores de variação da diversidade da fauna parasitária: sexo, idade e local de captura dos hospedeiros.

Espera-se com este estudo poder contribuir para melhorar as condições de higiene, saúde e bem-estar, tanto dos animais que se encontram no Jardim Zoológico de Lisboa, como também dos trabalhadores, colaboradores e visitantes.

## 2 – BIOSSEGURANÇA E CONTROLO DE PRAGAS

De acordo com Shellabarger (1994), um programa de medicina preventiva e saúde ocupacional em parques zoológicos e aquários com animais selvagens deve atender a três propósitos:

- Proteger a saúde humana dos trabalhadores e do público;
- Proteger a saúde dos animais da coleção;
- Cumprir com os aspetos legais e éticos.

Pessoas que trabalham com animais sob cuidados humanos, selvagens ou domésticos, estão expostas a um maior risco biológico, incluindo agressões físicas e exposição a zoonoses. Doenças zoonóticas ou zoonoses são definidas como aquelas infeções transmissíveis naturalmente entre humanos ou outros animais vertebrados, incluindo as de origem viral, bacteriana e parasitária, nas quais os animais apresentam importante papel na manutenção da infeção (Shellabarger, 1994). Apesar disso, os parques zoológicos não são considerados locais com grande incidência de doenças zoonóticas, talvez por haver grande preocupação com a saúde animal e a adoção de medidas preventivas (Fowler, 1986). Existem mais de 200 zoonoses conhecidas e que são transmitidas sob condições variadas (Shellabarger, 1994). Assim, torna-se importante que todos os que trabalham com animais ou material biológico proveniente deles, conheçam os meios de prevenção de modo a minimizar a transmissão. Os animais podem transmitir doenças aos humanos, quer por contacto direto (mordeduras e arranhadelas), quer indireto (urina, fezes, secreções, sangue, fómites ou aerossóis), sendo importante não esquecer o facto de poderem não manifestar sinais clínicos e serem transmissores (Fowler, 1986).

A palavra biossegurança é uma designação genérica da segurança das atividades que envolvem organismos vivos. Segundo a FAO (2009; 2010) “biossegurança é uma abordagem estratégica e integrada, que engloba os quadros políticos e regulamentares (incluindo os instrumentos e atividades) que analisam e gerem os riscos nos setores da segurança alimentar, da vida animal e vegetal e da saúde, incluindo o risco ambiental associado. Abrange a prevenção da introdução de pragas de plantas, de pragas e doenças animais e zoonoses, a introdução e liberalização de organismos geneticamente modificados (OGM) e seus produtos, bem como a introdução e gestão de espécies exóticas. Biossegurança é um conceito holístico de relevância direta para a sustentabilidade da agricultura, segurança alimentar, bem como para a proteção do meio ambiente, incluindo a biodiversidade”.

O programa de biossegurança nos diversos setores de um parque zoológico deve ser elaborado conforme as necessidades institucionais, o tipo de animais, o número de funcionários envolvidos e o setor em que trabalham. Neste sentido, é preciso ter em conta, a exposição pessoal aos animais (ex.: tratadores são diferentes do pessoal da cozinha ou da

secretaria), matérias alimentares (pessoal de cozinha) ou ao setor de limpeza (dos recintos, do hospital e dos setores públicos como as casas de banho), devendo ser elaborado um protocolo para cada setor. O pessoal envolvido deve estar ciente e familiarizado com os diversos protocolos implementados (Ciffoni, 2006).

Um programa de biossegurança consiste na planificação de um plano, na implementação e gestão desse plano e na avaliação e correção do plano (FAO, 2010).

A gestão (ou controle) da saúde e segurança num parque zoológico é um fator importante para garantir a saúde e segurança de seus funcionários, e outros que podem ser afetados pelas diferentes atividades aí desenvolvidas. Assim, é fundamental a existência de um responsável interno que determine os riscos e as medidas que controlem a saúde e segurança (Health and Safety Executive, 2006), e que implemente o plano de biossegurança.

Dos aspetos importantes do plano de biossegurança num parque zoológico, destaca-se neste trabalho: o papel das espécies de pragas e a existência ou não de medidas adequadas ao seu controlo.

## **2.1 – Pragas**

O conceito oficial de praga é estabelecido pela FAO como sendo: "qualquer espécie, raça ou biótipo de vegetais, animais ou agentes patogénicos, nocivos aos vegetais ou produtos vegetais". Portanto, o termo praga compreende animais e as doenças causadas por fungos, bactérias, parasitas e vírus (Corrigan, 2001; FAO, 2009).

As pragas provocam danos ao homem desde tempos remotos, não só pelo risco que representam em relação à saúde através das doenças que transmitem, mas também pelos estragos que podem causar nas reservas de alimentos, na contaminação de embalagens, produtos e ainda no meio ambiente (Giordano, 2012).

A origem das pragas é mais antiga do que a civilização humana, mas a presença nefasta decorre do desequilíbrio ecológico provocado pelo próprio homem. A armazenagem inadequada de alimentos e lixo, a ausência de predadores naturais e a falta de higiene e educação das pessoas é que levaram ao excessivo crescimento de certas populações, inexistentes nas condições naturais (Giordano, 2012).

A existência dos roedores, como praga, surge basicamente com a sedentarização e sofisticação das sociedades humanas.

### **2.1.1 – Principais pragas**

Como principais pragas, salientam-se, pela importância de que se revestem, algumas espécies de roedores, de aves e de insetos. Nesta revisão serão apenas abordados os que têm implicações diretas neste estudo.

### 2.1.1.1 – Roedores

Rato ou murídeo é a designação geral dos mamíferos roedores pertencentes à família Muridae.

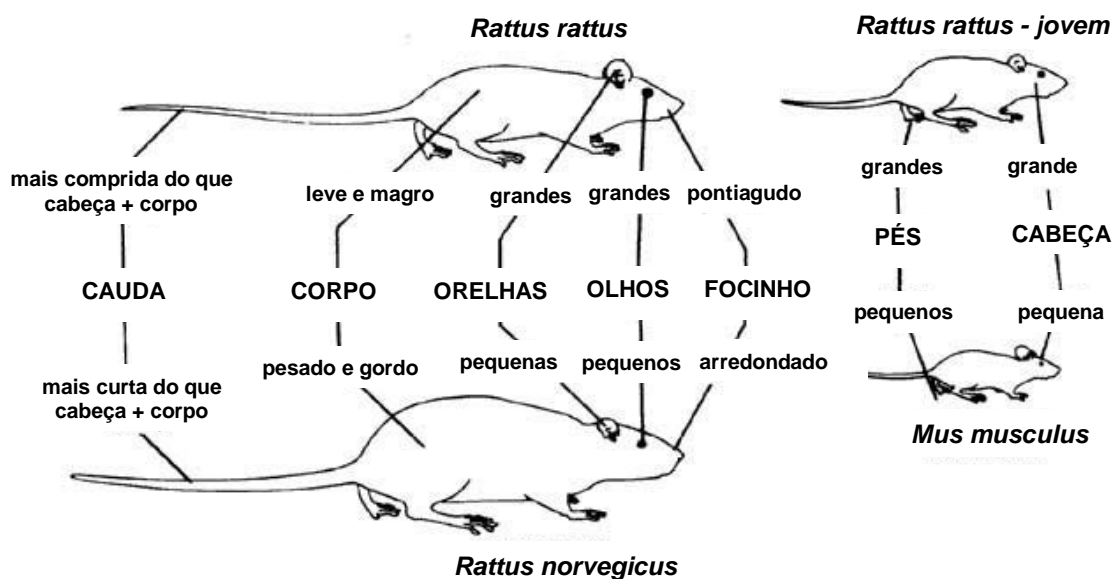
São animais de hábitos furtivos e geralmente noturnos. É a maior família de mamíferos existente na atualidade, abrangendo cerca de 650 espécies, agrupadas em cerca de 140 géneros e seis subfamílias. Parte da informação sobre a anatomia, a fisiologia, o comportamento e as doenças transmitidas por estes animais está disponível devido ao seu uso como animais de laboratório, por serem semelhantes ao Homem em muitos aspetos, particularmente na resposta imunitária.

Os ratos são aparentemente originários das regiões temperadas da Ásia Central. Através de migrações pelas rotas comerciais e militares, o rato espalhou-se pelo mundo.

Algumas das espécies transformaram-se em invasoras, causando estragos nos ecossistemas que ocuparam. São considerados, de entre as várias pragas, como os causadores do maior sofrimento humano (transmissores de doenças graves tais como a epidemia da "Peste Negra" da Europa) e de prejuízos económicos (alimentam-se de alimentos armazenados pelo Homem e pela destruição e contaminação de materiais) (Ruedas, 2008). São animais com grande capacidade de adaptação a diferentes meios, podendo viver e fazer ninhos, no campo, em celeiros, nos esgotos de cidades, em navios, em telhados, em sótãos, nas árvores e dentro dos túneis do metro. O controlo de uma população destes animais é muito difícil de conseguir (Randall, 1999).

Consideram-se como pragas mais graves as originadas pelos roedores das espécies: *Mus musculus*, *Rattus norvegicus* e *Rattus rattus*, que apresentam características morfológicas e biológicas distintas (Randall, 1999) (Figura 2) (Anexo 4).

Figura 2 – Características morfológicas de: *Mus musculus*, *Rattus norvegicus* e *Rattus rattus* (adaptado de Randall, 1999).

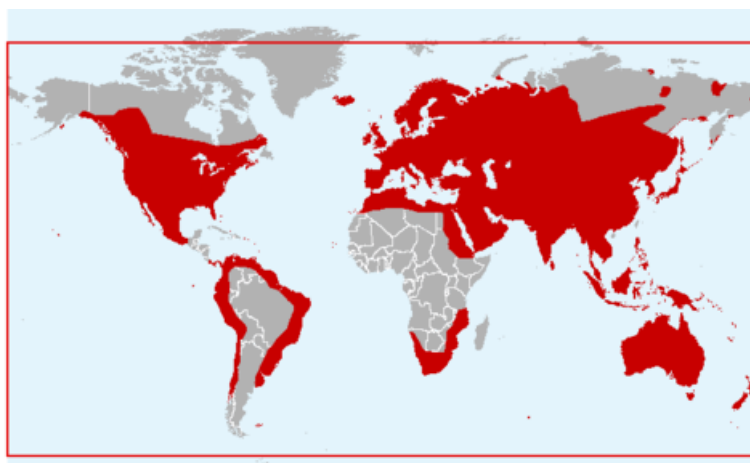


#### 2.1.1.1.1 – *Mus musculus* (rato do campo ou ratinho)

**Distribuição geográfica:** *M. musculus* é uma das espécies de mamíferos de distribuição mais generalizada no planeta. A expansão deste roedor, em parte facilitada pelo homem, fez com que atualmente se encontre em todos os continentes e em diversas ilhas, desde as regiões temperadas, semidesérticas e desérticas à região sub-Antártica (Berry & Scriven, 2005; Wanless, Angel, Cuthbert, Hilton, & Ryan 2007; Whitmer, Boyd & Hillis-Starr, 2007) (Figura 3).

Em Portugal, onde é frequente a subespécie *M. musculus brevisrostris* é conhecido como ratinho-caseiro ou rato-doméstico (Mathias, 1999).

Figura 3 - Distribuição geográfica da espécie *Mus musculus* (Musser et al., 2008).



**Morfologia:** Os ratos-caseiros são pequenos roedores que possuem uma longa cauda com 6-10 cm de comprimento, aproximadamente o mesmo que a soma dos comprimentos da cabeça e do corpo (6,5-9,5 cm). Apresentam um par de grandes olhos proeminentes, orelhas grandes e arredondadas e um focinho pontiagudo com longos bigodes. Os adultos pesam 12-30 g. A coloração da pelagem normalmente varia entre a castanha clara, a cinza acastanhada e o preto, com a região ventral, entre o branco, o castanho e o cinzento (Burnie, 2001).

**Ecologia:** Os ratos da espécie *Mus musculus* são animais noturnos ou crepusculares (Boursot, Auffray, Brittondavidian & Bonhomme, 1993; Witmer & Jojola, 2006). Podem sobreviver sob a forma de comensal, em que dependem do ser humano para alimento e abrigo, ou sob a forma selvagem, vivendo de um modo semelhante aos outros roedores, longe das habitações humanas (Berry & Scriven, 2005).

Têm o sentido do olfato bem desenvolvido, sendo utilizado principalmente para detetar o alimento e os predadores. O comportamento social depende da densidade populacional, podendo estes animais viver bem adaptados, em solitário ou em grandes colónias com padrões de hierarquia estabelecidos (MacDonnald & Tattersall, 2001).

Têm medo de espécies de roedores de maior porte, porque muitas vezes eles são mortos e predados por estes últimos (Latham & Mason, 2004).

A alimentação dos animais comensais é determinada pela natureza do meio que ocupam (Latham & Mason, 2004). Para os animais selvagens em habitats cultivados a alimentação é constituída basicamente por sementes. Em habitats não cultivados a alimentação é mais diversificada, incluindo para além de sementes, outros tecidos vegetais como folhas, raízes, caules e frutos. A alimentação de origem animal é constituída principalmente por insetos, mas outros invertebrados e até tecidos de vertebrados podem ser incluídos na dieta (Burnie, 2001; MacDonnald & Tattersall, 2001). Conseguem sobreviver sem água disponível para beber se os alimentos que ingerirem tiverem um conteúdo hídrico de pelo menos 15% (Latham & Mason, 2004).

**Ciclo de vida e reprodução:** São animais que podem viver sozinhos ou em pares, mas geralmente vivem em grandes unidades familiares denominadas *demes* (Latham & Mason, 2004). Os machos são dominantes e acasalam com várias fêmeas (Wright & Brown, 2000).

A performance reprodutora é afetada pela qualidade e abundância de alimento, pela temperatura e por fatores sociais. Em populações comensais onde a quantidade de alimento disponível é relativamente constante, a reprodução geralmente ocorre durante todo o ano. Em contraste, populações selvagens, onde a época reprodutiva é durante todo o ano, por norma cessam a reprodução, aproximadamente quatro meses durante o inverno (Bomford, 1987; Mathias, 1999).

Uma fêmea reprodutora em condições favoráveis tem seis a oito ninhadas por ano, num total aproximado de 50 crias (Randall, 1999; Witmer & Jojola, 2006). A gestação dura 19 a 21 dias. As crias nascem completamente indefesas, cegas, surdas e sem pelo. O seu primeiro ambiente é o ninho, que nos animais selvagens é subterrâneo. Com três a quatro semanas de idade, as crias começam a aventurar-se fora do ninho, com trajetos exploratórios curtos e geralmente acompanhadas por um adulto. A maturidade sexual é atingida entre as cinco e as sete semanas de idade, nas fêmeas e às oito semanas nos machos (Mathias, 1999; Randall, 1999).

#### 2.1.1.1.2 – *Rattus norvegicus* (ratazana)

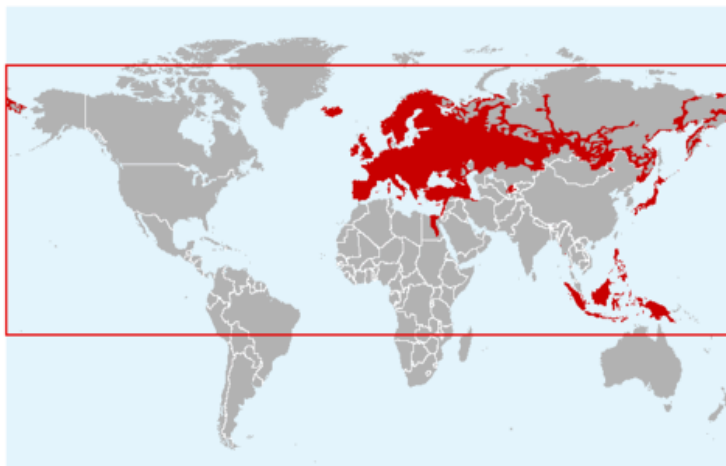
**Distribuição geográfica:** O rato-castanho, ratazana ou rato de esgoto (*Rattus norvegicus*) é uma espécie de roedor que surgiu na Ásia (nordeste da China e Japão) e na Europa (sudeste da Sibéria), mas devido à ação do homem, espalhou-se pelo mundo inteiro (Macdonnald & Tattersall, 2001) (Figura 4).

**Morfologia:** A ratazana mede cerca de 25 cm de comprimento, cauda mais curta ou igual ao corpo, orelhas e olhos pequenos, pele áspera e pés com membranas interdigitais.



Os adultos pesam 275-575 g. A coloração da pelagem normalmente varia entre o castanho-escuro, o cinzento e o preto, com coloração mais atenuada na região ventral (Burnie, 2001).

Figura 4 – Distribuição geográfica da espécie *Rattus norvegicus* (Ruedas, 2008).



**Ecologia:** Vivem principalmente no chão, mas podem ser bons trepadores e são excelentes saltadores e nadadores, tendo assim hábitos semiaquáticos. Encontram-se em pequenos grupos compostos por um macho e várias fêmeas. São animais com hábitos noturnos, no entanto, podem aumentar a sua atividade diurna, quando não se sentem ameaçados por predadores ou quando há abundância de alimento. Constroem os ninhos em corredores subterrâneos (MacDonnald & Tattersall, 2001).

Esta espécie de roedor tem um estilo de vida oportunista e é considerado um verdadeiro omnívoro, alimentando-se de uma grande variedade de alimentos tais como: invertebrados, pequenos mamíferos, incluindo outras espécies de roedores, anfíbios, ovos de aves, restos de carne e ossos, cereais e sementes, fruta, restos de animais mortos, peixes e restos de comida humana (Mathias, 1999; Burnie, 2001; MacDonnald & Tattersall, 2001).

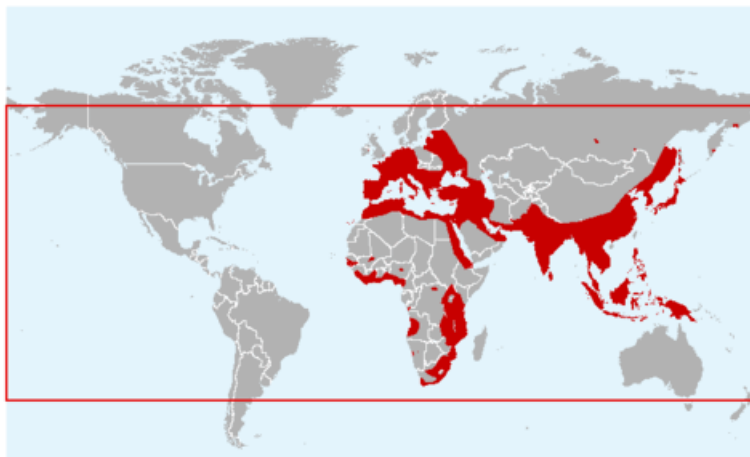
**Ciclo de vida e reprodução:** A época reprodutiva é no verão e no outono. A fêmea tem um ciclo estral de cinco dias, com uma gestação de apenas vinte e quatro, da qual nascem geralmente oito crias. Ocorre, então, um novo estro dezoito horas depois do parto e outras crias nascem ao final do desmame da primeira ninhada, que se dá aos vinte e um dias. As fêmeas produzem em média cinco ninhadas por ano, com sete a oito crias por ninhada. Os recém-nascidos abrem os olhos quinze ou dezasseis dias após o nascimento e atingem a maturidade sexual aos três meses (Mathias, 1999; MacDonnald & Tattersall, 2001).

#### 2.1.1.1.3 – *Rattus rattus* (rato preto ou rato do telhado)

**Distribuição geográfica:** A espécie *R. rattus* provém da Ásia tropical e espalhou-se pelo Próximo Oriente no tempo dos romanos antes de chegar à Europa no século I. Estendeu-se pelo resto do mundo, exceto na América e Antártida, através dos europeus, na época dos descobrimentos (Figura 5) (Amori et al., 2008).

Habita principalmente florestas, no entanto, como é uma espécie que se adaptou bem ao homem, é comum avistá-la, tanto em zonas rurais, como em zonas urbanas (MacDonnald & Tattersall, 2001).

Figura 5 – Distribuição geográfica da espécie *Rattus rattus* (Amori et al., 2008).



**Morfologia:** Esta espécie de roedor é maior que um rato do campo e menor que uma ratazana. O comprimento da cauda normalmente é maior que o comprimento do resto do corpo. As orelhas são grandes e tal como a cauda são desprovidas de pelo (Alderton, 1996). Um adulto tem 32,4 a 46,4 cm de comprimento, 17 a 25 cm de cauda e pesa entre 110 g a 340 g. Os machos têm tendência a pesar mais e a serem mais compridos que as fêmeas. Apesar de ser conhecido por rato-preto, a sua pelagem pode apresentar tonalidades de outras cores, principalmente de castanho e cinzento (Schwartz & Schwartz, 2001).

**Ecologia:** O rato preto é um animal noturno, embora possa ser mais ativo durante o dia, quando habita áreas urbanas, sem predadores (Grzimek, 2003).

É um excelente trepador e nadador e é encontrado, com frequência, em zonas altas, como os sótãos de casas e as árvores (Mathias, 1999).

Alimenta-se de uma grande variedade de alimentos, incluindo sementes, frutos, caules, folhas e uma diversidade de invertebrados e vertebrados. Não apresenta preferências alimentares específicas, podendo mesmo alimentar-se de qualquer refeição fornecida a outras espécies animais (vacas, porcos, galinhas, gatos e cães). Quando de pouca disponibilidade de alimento, estes animais são vistos a alimentarem-se de carcaças e fezes de outros animais ou pode ainda, em último caso, ocorrer canibalismo. Têm uma visão noturna melhor do que a diurna, mas os seus sentidos mais apurados são o olfato e a audição (Grzimek, 2003).

**Ciclo de vida e reprodução:** *R. rattus* vive em grupos, com uma hierarquia estrita, constituída por indivíduos da mesma família e portadores do mesmo odor. Os grupos são compostos por vários machos e duas ou mais fêmeas dominantes. Vivem principalmente em

ninhos que são preferencialmente feitos em árvores, mas também podem ser feitos no chão. Os ninhos tanto servem de abrigo como servem para guardar alimentos e cuidar das crias. São extremamente territoriais, podendo mesmo atacar outras espécies de ratos (Nowak, 1999).

A reprodução ocorre principalmente entre março e novembro, mas num ambiente propício podem reproduzir-se todo o ano e terem de três a cinco ninhadas por ano. Cada ninhada tem uma a 16 crias, embora a média seja de sete. Ao fim de 12 a 16 semanas de idade, as fêmeas entram à reprodução e uma fêmea adulta é capaz de conceber ainda em amamentação da ninhada anterior, o que maximiza a sua capacidade reprodutiva. Têm um tempo de vida de dois a três anos (Mathias, 1999; Grzimek, 2003).

### **2.1.1.2 - Aves**

#### **2.1.1.2.1 – *Columba livia* (Pombo-doméstico)**

Os pombos e as rolas pertencem à ordem dos Columbiformes e à família Columbidae, que inclui cerca de 300 espécies. Neste estudo vamos apenas abordar a espécie *Columba livia* (pombo-comum ou pombo-doméstico).

**Distribuição geográfica:** Os pombos e rolas encontram-se distribuídos por todas as zonas do globo, exceto em áreas mais secas, como o deserto do Saara, a Antártida e as ilhas circundantes do Ártico (Figura 6), com uma extensão global estimada em cerca de 10 milhões de Km<sup>2</sup>. Também colonizaram a maior parte das ilhas oceânicas, atingindo o leste da Polinésia nas Ilhas Chatham, as Ilhas Maurícias no Pacífico, as ilhas Seychelles no Oceano Índico e os Açores no Oceano Atlântico (Batista, Trail & Horblit, 1997).

O pombo-comum tem como habitat preferencial a Europa, o Norte de África e o Sul da Ásia. Na Europa, a população global inclui cerca de 17-28 milhões de indivíduos (Batista et al., 1997).

A existência de fósseis sugerem que a espécie de pombo-comum é originária do sul da Ásia e ossadas descobertas em Israel confirmam a sua existência há pelo menos trezentos mil anos (Gibbs, Barnes & Cox, 2001).

Como se tornou numa espécie domiciliada, o pombo selvagem, tem sido amplamente introduzido noutros lugares, e é comum encontrá-lo especialmente nas cidades (Batista et al., 1997; Gibbs et al., 2001).

**Morfologia:** Um pombo comum tem cerca de 32-37 cm de comprimento com uma envergadura de 64-72 cm. O seu peso é de 238 a 380 g. A plumagem é normalmente em tons de cinzento, mais claro nas asas que no peito e cabeça, com cauda riscada de negro e pescoço esverdeado. Caracteriza-se, em geral, pelos reflexos metálicos na plumagem, cabeça e pés pequenos, bico em forma de gancho. O bico costuma ser negro, curto e fino,

com 3,8 cm de comprimento médio. Verifica-se grande variação no padrão de cores desse animal, havendo exemplares brancos, acastanhados e acinzentados.

A fêmea adulta é quase idêntica ao macho, mas os reflexos metálicos no pescoço são menos intensos e o peito muitas vezes é mais escuro.

As aves jovens mostram pouco brilho e as suas cores são mais esbranquiçadas.

A cor dos olhos dos pombos é geralmente alaranjada, mas alguns podem ter os olhos branco-cinza. As pálpebras são contornadas por um anel ocular branco-acinzentado.

As patas costumam ser vermelhas ou cor-de-rosa (Gibbs et al., 2001).

Figura 6 – Distribuição geográfica da espécie *Columba livia* (Kravtchenko, 2008).



**Ecologia:** O seu habitat natural é em falésias, geralmente nas costas marítimas. O pombo-comum é sedentário e raramente deixa a sua área local.

Os pombos alimentam-se principalmente no chão em bandos ou individualmente.

Nas cidades eles empoleiram-se juntos, em edifícios, em paredes ou estátuas. A sua alimentação consiste em sementes de gramíneas, grãos, fruta e alguns pequenos insetos e aranhas em parques e jardins. É comum encontrarem-se pombos em volta de restos de comida no lixo ou a alimentarem-se de pão ou alpista muitas vezes oferecido pelos próprios habitantes das cidades ou turistas. Tendem a reunir-se em grandes bandos, principalmente onde o alimento abunda e são observados frequentemente voando habilmente à volta das árvores, prédios, postes e cabos elétricos (Batista et al., 1997).

**Ciclo de vida e reprodução:** Na natureza o pombo-comum vive entre três a cinco anos, mas em cativeiro pode atingir os 15 anos. Pode reproduzir-se em qualquer altura do ano, mas os picos são na primavera e no verão. Nas cidades os pombos podem mesmo criar seis ninhadas por ano.

Os casais de pombos são monogâmicos e são frequentemente encontrados em pares, durante a época de reprodução, mas geralmente os pombos são gregários preferindo existir em bandos de 50 a 500 aves (dependente do fornecimento de alimento).

Em habitat natural, os ninhos localizam-se ao longo dos penhascos costeiros. Nas cidades são criados em edifícios altos, nos beirais dos telhados.

O tipo de ninho construído é uma plataforma frágil de palha e pequenos paus colocados à volta e com uma tampa. São incubados dois ovos brancos, e ambos os pais cuidam e alimentam as crias durante 17 a 19 dias.

Os filhotes abandonam os ninhos com 15 dias. São alimentados pelos os pais nesse período com o chamado "leite de papo", massa rica em proteínas e gorduras que se desenvolve nos dois sexos durante a procriação (Batista et al., 1997; Mobile Reference, 2008).

#### 2.1.1.2.2 – *Larus* spp. (Gaivotas)

As gaivotas são aves marinhas pertencentes à família Laridae e subordem Lari. A maior parte das gaivotas pertence ao género *Larus*.

Existe uma grande população de gaivotas em Portugal. Por vezes, até se pode falar de praga, tão densa é a população e o carácter invasivo destas aves no ambiente urbano (Simões, 2009).

Em Portugal podemos encontrar 19 espécies de Gaivotas (Catry, Costa, Elias & Matias, 2010). Na zona de Lisboa e Vale do Tejo e dentro do Zoo de Lisboa podemos encontrar principalmente as espécies Gaivota-argêntea (*Larus michahellis*) e a espécie de Gaivota-d'asa-escura (*Larus fuscus*) (Aves de Portugal, 2012).

**Distribuição geográfica:** As gaivotas têm uma distribuição mundial cosmopolita. Reproduzem-se em todos os continentes, incluindo as margens da Antártida e no alto do Ártico. A sua presença é menos comum em ilhas tropicais, embora algumas espécies habitem ilhas como as Galápagos e a Nova Caledónia (Hoyo, Elliott & Sargatal, 1996).

**Morfologia:** O seu tamanho e peso variam consoante a espécie, mas são, regra geral, aves médias a grandes, tipicamente cinzentas ou brancas, muitas vezes com marcas pretas na cabeça ou asas. Têm bicos fortes e compridos, podem ser amarelos ou pretos e brancos e por vezes com marcas vermelhas e pés com membranas. Estão morfologicamente adaptadas a voar, nadar e andar em terra. Em certas espécies a plumagem varia consoante a estação do ano e as crias e juvenis têm tendência para terem uma tonalidade mais esbranquiçada ou acinzentada do que os adultos (Hoyo et al., 1996; Catry et al., 2010).

**Ecologia:** A maioria das espécies de gaivotas são aves migratórias, podendo mudar para zonas mais quentes durante o inverno. Algumas espécies movimentam-se para longas distâncias, outras, mais curtas, podendo simplesmente dispersar ao longo das costas perto de seus locais de reprodução, onde fazem colónias. Podem-se alimentar e reproduzir em habitats de água doce ou marinha, e terrestres (Hoyo et al., 1996).

As gaivotas são animais que têm uma alimentação muito variada, pois são muito, oportunistas e têm uma grande variedade de presas. Em caso de escassez de alimento

podem mesmo vir a ser necrófagas. A sua alimentação inclui: peixes, invertebrados marinhos, insetos, minhocas, roedores, ovos, répteis, anfíbios, sementes e frutas, restos de lixo humano, até mesmo outras aves. O tipo de alimento depende das circunstâncias e, as sementes, as frutas e as minhocas são mais comuns durante a época reprodutiva, enquanto que as presas marinhas são mais comuns quando as aves passam mais tempo no mar (Hoyo et al., 1996). As presas podem ser obtidas no ar, na água ou em terra. São boas nadadoras e também conseguem mergulhar muito bem. O alimento também pode ser obtido através de pesquisa no terreno, muitas vezes na praia, entre lama, areia ou pedras.

É comum, algumas das espécies serem vistas em cidades mais costeiras ou lixeiras, pois adaptam-se muito bem devido a uma alimentação muito versátil e oportunista (Perrins, 2009; Simões, 2009).

**Ciclo de vida e reprodução:** O tempo de vida das gaivotas varia muito consoante as espécies, no entanto, existe uma espécie em que os animais podem atingir os 50 anos de vida.

Estes animais são reprodutores monogâmicos e coloniais em que os casais, normalmente se juntam para toda a vida. No entanto, a separação pode acontecer e a procura de outro parceiro, levar alguns anos. Após o acasalamento regressam sempre à mesma colónia. Estas colónias podem ser exclusivas para certas espécies de gaivotas ou partilhadas com outras espécies de aves marinhas. A maioria das gaivotas reproduzem-se uma vez por ano em períodos com a duração de três a cinco meses. Os ninhos de gaivota são geralmente feitos de matéria herbácea e construídos no solo, mas algumas espécies constroem os ninhos em penhascos (Hoyo et al., 1996; Catry et al., 2010).

O tamanho da postura é de três ovos. Os ovos são bem camuflados num tom escuro, castanho ou verde-oliva, com manchas escuras e marcas de rabisco. Os dois parceiros incubam os ovos, com a duração de uma a quatro horas durante o dia e um dos pais trata da incubação durante a noite. Esta dura entre 22 e 26 dias, e começa imediatamente após a postura do primeiro ovo, embora seja descontínua, até o segundo ovo ser colocado. Isto significa que os dois primeiros pintos nascem perto um do outro, e o terceiro pinto só algum tempo depois. As crias são constantemente observadas e protegidas pelos pais. Ambos os pais alimentam embora no início do período da criação é mais o macho que as alimenta e a fêmea que as guarda e observa (Perrins, 2009).

### **2.1.1.3 – Insetos**

#### **2.1.1.3.1 – Ordem Blattodea (Baratas)**

As baratas são insetos da ordem Blattodea que habitam o nosso planeta há pelo menos 320 milhões de anos como indica o registo fóssil da espécie *Paleoblatta douvillei*. Desde sua origem, sobreviveram às mudanças geoclimáticas ao longo da história da Terra, e

colonizaram o planeta como um grupo bem sucedido. Atualmente, existem cerca de 4 000 espécies, no entanto apenas 30 delas se adaptaram ao meio ambiente urbano. Isso representa menos de 1% da diversidade global de baratas, ou seja, um número bem reduzido de espécies são potencialmente sinantrópicas (vivem próximo do Homem). Apenas quatro destas espécies são consideradas pragas, sendo vetores mecânicos de doenças, que prejudicam a saúde humana, principalmente pela transmissão de agentes de toxinfecção alimentar: a Barata alemã (*Blatella germanica*), a Barata oriental (*Blatta orientalis*), a Barata americana (*Periplaneta americana*) e a Barata de faixa castanha (*Supella longipalpa*) (Daly, Doyen & Purcell, 1998; Bell, Roth & Nalepa, 2007).

**Distribuição geográfica:** As baratas encontram-se distribuídas por todo o mundo.

**Morfologia:** O tamanho das baratas varia entre 3 mm a 10 cm de comprimento, dependendo da espécie e os machos são normalmente menores do que as fêmeas. Apresentam um corpo oval, achatado com uma coloração escura. A cabeça é curta, com peças bucais mastigadoras, antenas longas e filiformes, os olhos compostos estão presentes na maioria das espécies. O tórax possui três pares de patas, e quando presentes, dois pares de asas. O abdômen geralmente apresenta dez segmentos, com os principais órgãos vitais (Borror, Triplehorn & Johnson, 1992; Bell et al., 2007).

**Ecologia:** As baratas podem viver em ambientes húmidos ou desérticos, silvestres ou domésticos. Em relação às espécies domésticas, elas costumam abrigar-se em frestas e locais quentes, húmidos e próximos a alimentos como redes de esgoto, porões, armários e gavetas, cozinhas e despensas de alimentos. São insetos residencialistas, já que geralmente saem à procura de alimento e voltam para o mesmo local. De um modo geral, possuem hábitos noturnos e são lucífugas, ou seja, durante o dia vivem escondidas em recantos escuros. É durante a noite que procuram alimento e parceiro para o acasalamento (Robinson, 1996).

A maioria das espécies é omnívora, como por exemplo, as espécies existentes em ambientes urbanos. Alimentam-se principalmente de material animal e vegetal morto. As baratas urbanas são capazes de viver três dias sem água e dois meses sem comida. A maioria das espécies é solitária, no entanto, algumas são gregárias (Bell et al., 2007).

**Ciclo de vida e reprodução:** As baratas são insetos ovíparos ou ovovivíparos. A cópula pode durar uma hora ou mais, e durante este processo o macho transfere o espermatóforo para a fêmea. Os espermatozoides são armazenados na espermateca, ficando ativos por um longo período. Os ovos são depositados dentro de um estojo ou cápsula protetora denominada ooteca, também vulgarmente chamado de “ovo de barata”. Esta estrutura, dependendo da espécie, pode variar quanto à forma, tamanho e número de ovos (de quatro a 50 ovos). Dependendo também da espécie, as fêmeas antes de depositarem a ooteca

num local, podem carregá-la durante algumas horas ou dias, e em alguns casos, durante toda a fase embrionária, auxiliando depois com as mandíbulas as ninfas a saírem dos ovos. A ooteca é depositada geralmente em locais abrigados, como fendas nas paredes das casas, sob pedras e na vegetação, e muitas vezes sendo recobertos com detritos, para manter a humidade e evitar possíveis predadores (Bell et al., 2007).

Este grupo de insetos apresenta metamorfose incompleta, passando pelos estágios de ovo, ninfa e adulto, com a ausência do estágio de pupa. A duração e o número de fases varia também quanto à espécie, ao sexo e às condições ambientais. A diferença entre as ninfas e os adultos reside basicamente nas asas, ausentes nas ninfas, e na maturação dos órgãos sexuais, que não estão desenvolvidos nas ninfas (Bell et al., 2007).

#### 2.1.1.3.2 – Família Formicidae (Formigas)

As formigas pertencem à ordem Hymenoptera e estão reunidas numa única família, Formicidae com mais de 12 000 espécies e 200 géneros em todo o mundo. Na Península Ibérica, existem cerca de 270 espécies, distribuídas por mais de 40 géneros diferentes (Gómez & Espadaler, 2007).

Em Portugal, estão representadas cinco subfamílias: Dolichoderinae, Formicinae, Myrmicinae, Ponerinae e Amblyoponinae, estando identificadas cerca de 130 as espécies (Boieiro, Espadaler, Azedo & Serrano, 2002; Gómez & Espadaler, 2007; Espadaler, Azedo, Bernardes, Figueiredo & Serrano, 2008; Boieiro, Espadaler, Azedo, Collingwood & Serrano, 2009).

Muitas culturas humanas usam formigas na medicação, gastronomia e rituais. Algumas espécies são valorizadas no seu papel como agentes de controlo biológico de pragas. No entanto, a sua capacidade de explorar os recursos provoca conflito com o Homem, pois elas podem danificar as culturas agrícolas e invadir as estruturas físicas (Espadaler et al., 2008).

**Distribuição geográfica:** As formigas podem ser encontradas em todos os continentes, exceto na Antártida e em algumas ilhas, como a Gronelândia, a Islândia, partes da Polinésia e o Havai (Bolton, 1995).

**Morfologia:** As formigas variam em tamanho de 0,75 a 52 milímetros e na cor. A maioria das formigas são vermelhas ou pretas, mas algumas espécies são verdes e as espécies tropicais têm um brilho metálico.

A cabeça da formiga contém muitos órgãos sensoriais. Como a maioria dos insetos, as formigas apresentam olhos compostos feitos a partir de inúmeras lentes minúsculas. Os olhos das formigas permitem a deteção de movimento, mas não têm alta resolução. Todos os pares de patas estão ligadas ao mesossoma ("tórax"). A garra em forma de gancho no final de cada pata ajuda as formigas a subirem e a pendurarem-se em superfícies.



O metassoma ("abdômen") contém importantes órgãos internos, incluindo os dos sistemas reprodutor, respiratório e excretor (Bolton, 1995).

**Ecologia:** São insetos sociais que vivem em comunidades de dimensão variável, desde alguns indivíduos, a centenas de milhar, dependendo do comportamento das espécies. Apresentam biologia muito variável. As colônias são perenes e a maioria apresenta castas reprodutoras (rainhas e machos) e castas não reprodutoras (obreiras ou operárias). Podem diferenciar-se em subcastas, de acordo com a dimensão ou funções específicas (soldados). A comunidade depende da trofalaxia entre os indivíduos da colônia (Collingwood & Prince 1998).

Em sociedades muito grandes, é possível distinguir em cada um dos grupos dois ou três tipos diferentes de indivíduos. As rainhas, grandes e fortes, possuem asas durante uma parte da sua vida, que pode durar várias dezenas de anos, perdendo-as ao serem fecundadas pelos machos. São fundadoras da comunidade e responsáveis pela reprodução e postura de ovos. Os machos desempenham um papel reprodutivo. São mais franzinos, com uma cabeça pequena provida de olhos e ocelos bem desenvolvidos, e possuem asas durante a sua curta vida adulta. Morrem pouco tempo depois de fecundarem a rainha, não regressando ao formigueiro (Hölldobler & Wilson, 1990).

As obreiras, os elementos mais numerosos da colônia e também os mais pequenos, são desprovidas de asas e são, por norma, fêmeas estéreis. São responsáveis por todo o trabalho de manutenção e defesa do ninho. Algumas sociedades apresentam um conjunto de obreiras diferenciado - os soldados - com cabeças e mandíbulas muito desenvolvidas. O período de vida das obreiras raramente ultrapassa os seis meses.

As formigas têm um regime alimentar variado, à base de vegetais e presas. A maior parte das formigas nidifica em terra, mas existem espécies arborícolas (Hölldobler & Wilson, 1990; Borror et al., 1992; Zina, 2008).

**Ciclo de vida e reprodução:** A vida da formiga começa a partir do ovo. Se o óvulo for fecundado, a descendência será de fêmeas, se não, será do sexo masculino. As formigas desenvolvem-se por metamorfose completa com estágios larvares que passam por uma fase de pupa, antes de emergir como um adulto. A larva é imóvel e é alimentada e cuidada pelas obreiras. O alimento é fornecido às larvas por regurgitação de alimento líquido mantido na cultura. As colônias de formigas podem ser de longa duração. As rainhas podem viver até 30 anos e as obreiras, vivem um a três anos. Os machos, no entanto, são mais transitórios, e sobrevivem apenas algumas semanas. As formigas são ativas durante todo o ano nos trópicos, mas em regiões mais frias, sobrevivem ao inverno através de um estado de dormência, ou inatividade (Zina, 2008).

A maioria das espécies de formigas têm um sistema em que apenas a rainha e fêmeas reprodutoras têm a capacidade de acasalar.

Alguns ninhos de formigas têm múltiplas rainhas, enquanto outros podem existir sem rainhas. A maioria das formigas produzem uma nova geração a cada ano. Durante o período de reprodução de espécies específicas, os reprodutores, machos e fêmeas jovens deixam a colônia em voo nupcial. Normalmente, os machos começam o voo antes das fêmeas.

As fêmeas de algumas espécies acasalam apenas com um macho, mas noutras espécies podem acasalar com vários machos. Após o acasalamento as fêmeas procuram um local adequado para começar uma colônia, perdem as asas e começam a colocar e a cuidar dos ovos (Bolton, 1995).

### 2.1.2 - Prejuízos e Riscos

A presença e proliferação de pragas estão ligadas principalmente a três fatores principais: condições favoráveis de abrigo, alimento e água, que propiciam a manutenção de grande número de indivíduos. Portanto, as pragas são produtos da atividade do próprio homem.

Do ponto de vista biológico, as áreas urbanizadas são espaços empobrecidos, pois apresentam um reduzido número de espécies animais e vegetais quando comparadas com áreas menos intervencionadas pelo homem. No entanto, as cidades oferecem alimento em abundância assim como numerosos locais de abrigo e reprodução para o reduzido número de espécies que se adaptaram à vida em meios fortemente humanizados (Mouriño, Sierra-Abrain & Arcos, 1999).

A existência de pragas como roedores, insetos, pássaros, entre outros, provoca graves riscos aos produtos alimentares, à saúde do Homem e de outros animais e riscos de alto potencial às instalações, comprometendo a segurança do trabalho e dos trabalhadores.

Em relação às aves, particularmente as gaivotas, os principais problemas são: colisões com aeronaves, danos patrimoniais causados pela deposição de excrementos, entupimento de caleiras e canos, predação sobre outras espécies animais, poluição sonora, perturbação das atividades profissionais (locais onde é preciso um controlo de higiene rigoroso), perturbação no usufruto das áreas de lazer e uma das mais graves, a transmissão de agentes patogénicos ao homem e animais domésticos (*Salmonella* spp., *Campylobacter* spp., *Listeria* spp., *Miyagawanella* spp., *Escherichia coli*) (Burger & Gochfeld, 1996; Simões, 2009). Rees (2011) destaca como principais doenças transmitidas pelas aves, a Clamidiose e a Salmonelose. Um estudo realizado em pombos, na cidade de Lisboa, determinou como principais agentes causadores de doenças, muitos deles com potencial zoonótico, os seguintes: *Cryptococcus laurentii*, *Cryptococcus* spp., *Candida albicans*, *Candida krusei*, *Candida glabrata*, *Zygosaccharomyces* spp., *Rhodotorula* spp. (leveduras), *Aspergillus fumigatus*, *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Penicillium* spp., *Fusarium* spp. (fungos), *Mannheimia haemolytica*, *Salmonella typhimurium*, *Escherichia coli* (bactérias), *Columbicola*

*columbae*, *Pseudolynchia canariensis*, *Trichomonas columbae*, *Haemoproteus columbae*, *Eimeria labbeana* (protozoários), *Ascaridia columbae*, *Capillaria columbae*, *Dispharynx spiralis*, *Tetrameres fissispina*, *Raillietina* spp. e *Brachylaemus commutatus* (Helmintes) (Martins et al., 2008).

No caso dos insetos como as baratas, formigas, moscas e mosquitos os principais problemas estão ligados a problemas agrícolas, destruição de alimentos e transmissão de doenças. Na agricultura, os insetos causam danos diretos atacando o produto a ser colhido, ou indiretos, quando atacam partes da planta que não serão comercializadas, mas que alteram processos fisiológicos, com reflexos na produção. Alguns insetos, particularmente os que se alimentam de sangue como os mosquitos, também atuam como transmissores de doenças (principalmente as provocadas por vírus e protozoários), ao Homem e aos animais, assim como, as baratas, que através das fezes, podem transmitir *Sarcocystis* sp. (Daly et al., 1998).

Segundo Corrigan, 2001, um dos maiores prejuízos económicos causados por roedores são os danos em materiais, edifícios e alimentos devidos às mordeduras por eles realizadas. Os roedores passam cerca de 5% da sua atividade diária a roer. Para eles é uma necessidade fisiológica pois os seus incisivos crescem cerca de 0,4 mm por dia. Assim, ao roerem fios elétricos podem estar a danificar material eletrónico. Ao roerem canos de esgotos e tubagens podem provocar infiltrações e fugas de gás. Já foram mesmo avistados buracos feitos em alcatrão. Quando fazem ninhos e trilhos podem provocar infiltrações e desabamento de terras e de passeios.

Mas não é só a mordedura que pode provocar danos. A urina dos ratos também pode deteriorar edifícios, objetos e alimentos. Em termos de gastos económicos em perdas e em controlo, os roedores são das pragas que implicam gastos maiores, seguindo-se a eles, os insetos. As maiores perdas económicas encontram-se nos setores agrícolas, alimentares e pecuários (Corrigan, 2001). Ainda em relação aos roedores e de acordo com o mesmo autor, 20% dos alimentos produzidos no mundo são destruídos por ratos. Está provado que consomem por dia 10% de seu peso em alimentos, além de estragarem e deixarem impróprios para consumo, 10 vezes mais do que essa quantidade (Corrigan, 2001).

São ainda considerados o inimigo número um da saúde, pois são responsáveis pela transmissão de mais de 40 diferentes tipos de doenças, muitas das quais transmissíveis ao Homem (Rees, 2011).

A gravidade das infeções é acrescida pela sua grande fecundidade, podendo um casal dar origem a quatro gerações por ano. Há estudos que apontam para a existência em média de dois a três roedores por habitante, nos grandes centros habitacionais (Randall, 1999).

### **2.1.2.1 – Principais doenças transmissíveis pelos roedores**

Dado que o estudo realizado incidiu particularmente nos roedores e nos endoparasitas por eles transmitidos, apresenta-se a revisão das principais doenças em geral e uma breve revisão sobre as principais espécies responsáveis por parasitoses, salientando as de potencial zoonótico.

Os roedores podem transmitir doenças diretamente, através da contaminação de alimentos, pela urina ou fezes, ou indiretamente, através de hospedeiros intermediários, por exemplo, quando as pulgas se alimentam num rato infetado, e a seguir têm contacto com outro hospedeiro (Krauss et al., 2003).

As doenças podem ter como agentes etiológicos: bactérias, vírus, rickettsias e parasitas, classificando-se assim como bacterianas, virais e parasitárias.

Nas doenças bacterianas salientam-se: a leptospirose, a febre tifoide, a peste negra, a salmonelose, a tularémia, a borreliose (doença de Lyme), entre outras (Amaro, 2011).

Nas virais a febre hemorrágica, onde se destaca a “febre de Lassa”, a coriomeningite linfocítica e a raiva (WHO, 2012).

Nas parasitárias incluem-se as doenças provocadas por ecto e endoparasitas das quais se destacam as helmintoses (trematodoses, cestoidoses e nematoidoses) e as protozoonoses (Euzeby, 1984).

Segundo a WHO (2012), a febre tifoide, a leptospirose, a toxoplasmose, a triquinose, a salmonelose e a peste negra já foram responsáveis pela morte de mais de 20 milhões de pessoas.

No Anexo 5 discriminam-se as principais doenças transmitidas pelos roedores, ao Homem e outros animais, salientando-se o agente causal, o modo de transmissão e os hospedeiros.

Em termos de propagação de doenças, entre os vários roedores, as ratazanas são as que assumem maior importância. De acordo com Hubálek & Rudolf (2011) existem vários fatores que podem levar à emergência ou reemergência de agentes transmitidos por roedores. Estes fatores podem ter ou não ter origem antropogénica e estão relacionados com alterações na abundância e distribuição das populações de roedores e na maior ou menor infeção por agentes patogénicos que estas populações apresentam.

### **2.1.2.2 – Parasitas gastrintestinais e hepáticos dos roedores**

Este estudo baseou-se em Sousby (1986), Foreyt (2001), Taylor, Coop & Wall (2007) e Bowman (2009). Sempre que necessário, fez-se referência no texto, a outros autores.

#### **2.1.2.2.1 – Protozoa; Phylum Apicomplexa**

##### **2.1.2.2.1.1 – *Cryptosporidium* sp.**

**Classificação:** O género *Cryptosporidium* pertence à Classe Sporozoa, Subclasse Coccidia, Subordem Eimeriina e Família Cryptosporidae.

**Morfologia:** Todas as espécies deste género são protozoários, parasitas intracelulares obrigatórios que sofrem um desenvolvimento endógeno que culmina com a produção de oocistos, os quais são eliminados para o exterior com as fezes do hospedeiro.

Embora existam várias espécies de *Cryptosporidium* infetantes, as espécies responsáveis pela criptosporidiose nos roedores são *Cryptosporidium parvum* e *C. muris*.

*C. parvum* é a espécie que apresenta maior patogenicidade, tanto para os animais, como para humanos, para além do facto de ser uma zoonose.

O estudo filogenético de *Cryptosporidium* tem sido realizado por vários grupos de investigadores (Tzipori e Griffiths, 1998; Morgan e Thompson, 1998; Xiao et al., 1998; 1999, citados por Lima & Stamford, 2003), porém ainda há divergências quanto à sua taxonomia.

Desde a descoberta de *C. muris* e *C. parvum* em roedores, cerca de 20 espécies têm sido mencionadas em vários hospedeiros. Tzipori et al. (1980) e Arcay et al. (1995), citados por Lima & Stamford (2003), reforçam essa ideia, ao confirmar a não especificidade para o hospedeiro de *Cryptosporidium* spp., ao infetarem todas as classes de vertebrados (mamíferos, aves, répteis, anfíbios e peixes) com a espécie *C. parvum*, isolada do homem, sugerindo a existência de uma única espécie.

As variações inter e intraespecíficas não permitem ainda designar espécies diferentes de *Cryptosporidium*, e todos os oocistos, incluindo os das espécies de hospedeiros vertebrados inferiores, podem ser perigosos para o homem. Avanços recentes nos estudos filogenéticos indicam que há multiespécies complexas contidas em pelo menos quatro espécies de *Cryptosporidium*: *C. parvum*, *C. muris*, *C. baileyi* e *C. serpentis*, com vários genótipos diferentes de *C. parvum* (genótipo 1, genótipo 2, genótipo *guinea pig*, genótipo *Monkey* e *Koala*) de grande importância epidemiológica, uma vez que o genótipo 1 é o responsável pela maioria das infeções humanas, enquanto o genótipo 2 provavelmente é o que mais ocorre no ambiente, podendo infetar animais e homens (Xiao et al., 1998 e 1999, citados por Lima & Stamford, 2003).

Segundo Alves, Britto & Guaraldo (2004), o genótipo 1 apresenta diferenças biológicas e moleculares, sendo considerado como espécie nova, *C. hominis* e Xiao, Fayer, Ryan & Upton (2004), consideram que há 13 espécies de *Cryptosporidium*: *C. muris*, *C. andersoni*, *C. parvum*, *C. hominis*, *C. wairi*, *C. felis* e *C. canis* em mamíferos; *C. baileyi*, *C. meleagridis*, e *C. galli* nas aves; *C. serpentis* e *C. saurophilum* nos répteis; *C. molnari* nos peixes.

Segundo Lallo, Araújo, Favorito, Bertolla & Bondan (2009), as dimensões de *C. muris* são de 7,0 x 9,0 µm e as de *C. parvum* de 4,5 x 5,0 µm.

**Hospedeiros:** Parasita sem especificidade de hospedeiro desenvolve-se em vários vertebrados, tais como mamíferos (bovinos, suínos, cães, gatos, roedores e também no homem), aves, répteis, e peixes.

**Biologia:** Apresenta um ciclo monoxeno, necessitando apenas de um hospedeiro para sobreviver (Anexo 6). Os oocistos infetantes, contendo quatro esporozoítos são transportados juntamente com as fezes para o meio ambiente, disseminando assim a infecção. Os oocistos mantêm-se viáveis durante vários meses exceto em condições extremas de temperatura (abaixo dos 0 °C e acima dos 65 °C).

Quando ingerido pelo hospedeiro, o oocisto abre-se, libertando os quatro esporozoítos que vão invadir, no caso do *C. parvum*, as microvilosidades da metade posterior do intestino delgado, que invaginam em forma de “dedo de luva”, sendo englobados por uma membrana da célula hospedeira, que encapsula o parasita no interior de um vacúolo. Nestes vacúolos passam pelas fases de esquizogonia, gametogonia e esporogonia.

**Distribuição geográfica:** Esta espécie é cosmopolita.

**Potencial zoonótico:** A frequência da infecção por *Cryptosporidium parvum* na população humana tem sido bem estudada e divulgada, no entanto Katsumata et al. (2000) revelaram a suspeita de infecção no homem por *Cryptosporidium muris* (duas crianças na Indonésia).

Nos últimos anos, a criptosporidiose tem assumido uma grande importância no meio médico, devido à gravidade da doença em portadores de imunodeficiências (Hunter & Nichols, 2002) e em doentes transplantados ou sujeitos a hemodiálise (Chieffi et al., 1998).

#### 2.1.2.2.1.2 – *Eimeria* spp.

**Classificação:** O género *Eimeria* pertence à Classe Sporozoa, Subclasse Coccidia, Subordem Eimeriina e Família Eimeriidae.

**Morfologia:** Existe uma grande diversidade de espécies identificadas para diferentes hospedeiros. Provocam uma infecção intestinal que afeta principalmente animais jovens e que apresentam como principal sintomatologia, a diarreia, muitas vezes sanguinolenta e desidratação. As espécies de *Eimeria* mais frequentes em pequenos roedores são: *Eimeria papillata* e *E. vermiformis* (*Mus musculus*), *E. falciformis* (*Rattus norvegicus*; *Mus musculus*), *E. nieschultz* e *E. separata* (*Rattus norvegicus*) (Zhao & Duszynski, 2001).

**Hospedeiros:** Desenvolve-se em várias espécies animais, principalmente em mamíferos (grandes e pequenos ruminantes, suínos, leporídeos, cães, gatos, roedores e também no homem) e aves.

**Biologia:** Este parasita possui um ciclo de vida monoxeno (Anexo 7). A ingestão de oocistos esporulados, contendo quatro esporocistos, com dois esporozoítos cada um, leva à invasão do epitélio do intestino delgado, especialmente da segunda metade, onde acabam por formar o trofozoíto, a nível intracelular. Posteriormente, inicia-se a divisão assexuada, esquizogonia, dando origem aos esquizontes. Os da primeira geração (macroesquizontes)

podem ser de grande tamanho e contêm milhares de merozoítos que vão invadir novas células e, na maioria das espécies, originam uma segunda geração de esquizontes, de menor tamanho e com escassos merozoítos. São estes merozoítos que dão origem às formas sexuadas, os gametócitos. A conjugação dos gametócitos dá lugar a um zigoto rodeado de uma forte membrana, o oocisto, que acaba por abandonar o hospedeiro. No exterior este esporula, originando quatro esporocistos, cada um deles com dois esporozoítos. Os oocistos esporulados são as formas infetantes de um novo hospedeiro.

**Distribuição geográfica:** Esta espécie é cosmopolita.

**Potencial zoonótico:** Devido à sua especificidade, a maior parte destas espécies transmite-se entre hospedeiros congénéricos e muito raramente entre Famílias e Ordens (Zhao & Duszynski, 2001). Assim, não se encontraram referências sobre o impacto zoonótico das espécies de *Eimeria* mais frequentes em pequenos roedores.

#### 2.1.2.2.2 – Phylum Platyhelminthes; Classe Cestoda

##### 2.1.2.2.2.1 – *Cysticercus fasciolaris*

**Classificação:** *Cysticercus fasciolaris*, forma larvar de *Taenia taeniaeformis*, pertence à superfamília Taenioidea, à família Taeniidae, à subfamília Taeniinae.

**Morfologia:** Esta forma larvar encontra-se enquistada no tecido hepático do hospedeiro intermediário. Este metacestóide é um estrobilocerco que se encontra protegido no interior de uma vesícula de cor branco-amarela, preenchida por um líquido hialino e que atinge cerca de 9 mm de diâmetro. O aspeto da forma larvar é muito semelhante à da forma adulta. O corpo apresenta uma coloração esbranquiçada e é constituído por um escólex armado e um estróbilo longo e segmentado, que apresenta em média 5,15 cm de comprimento e largura variável, com a porção anterior mais larga que a posterior. Já foram registadas formas larvares alcançando 30 cm. O escólex possui quatro ventosas e uma coroa dupla de ganchos, num total de 30-40 (Al-Jashamy & Islam, 2007).

**Hospedeiros intermediários:** Os hospedeiros intermediários são *Rattus* spp., *M. musculus* e outras espécies de roedores e lagomorfos.

**Hospedeiros definitivos:** Os hospedeiros definitivos são mais frequentemente os felídeos, no entanto podem-se infetar, canídeos domésticos e selvagens.

**Biologia:** *T. taeniaeformis* possui um ciclo de vida indireto, tendo o gato como hospedeiro definitivo principal e diversas espécies de roedores como hospedeiro intermediário (Anexo 8). Após a ingestão, por parte do roedor, de alimento ou água contaminada com fezes do hospedeiro definitivo infetado, a membrana externa dos ovos ingeridos é dissolvida pelos

sucos gástricos e a oncosfera ou embrião hexacanto liberta-se no intestino delgado. Posteriormente, penetra a parede intestinal e é transportada pela corrente sanguínea até ao fígado, ficando alojada nos capilares hepáticos. Seis dias depois, já se pode encontrar uma larva no interior de uma pequena vesícula enquistada na superfície do fígado. São necessários cerca de dois meses para a larva se transformar num estrobilocercó (cisticercó com um estróbilo) infetante completamente desenvolvido. Quando o hospedeiro definitivo ingere o fígado do roedor infetado, a digestão da vesícula liberta a larva que depois se fixa à parede intestinal. Esta atinge a maturidade em 35-42 dias, período a partir do qual os primeiros ovos começam a surgir nas fezes. No total, são necessários pelo menos 250 dias para o ciclo de vida se completar.

**Distribuição geográfica:** Esta espécie é cosmopolita.

**Potencial zoonótico:** Apenas há um registo humano de infeção por *C. fasciolaris*, diagnosticado durante a autópsia de um homem de 77 anos que apresentava numerosos quistos no fígado (Stěrba & Barus, 1976, citados por Pereira 2009).

Alguns casos humanos esporádicos de parasitismo pela forma adulta, de *T. taeniaeformis*, foram registados na Argentina, República Checa, Eslováquia, Dinamarca, Taiwan e Sri Lanka (Al-Jashamy & Islam, 2007).

#### 2.1.2.2.2.2 – *Hymenolepis diminuta*

**Classificação:** A espécie *Hymenolepis diminuta* pertence, à família Hymenolepididae, à subfamília Hymenolepidinae e ao género *Hymenolepis*.

**Morfologia:** Tal como todos os cestóides, *Hymenolepis diminuta* é hermafrodita e tem a forma de uma longa fita segmentada e dividida em escólex, pescoço e proglótides imaturos (estrutura reprodutora limitada ao poro genital unilateral e a um esboço do útero), maduros (presença de órgãos reprodutores masculinos com três testículos ovóides, e femininos com útero e ovário) e grávidos (útero repleto de ovos).

O escólex é pequeno e arredondado, provido de quatro pequenas ventosas e de um rostelo, piriforme e inerte (desprovido de ganchos), que se encontra geralmente retraído ou invaginado numa cavidade anterior.

Os segmentos medem em média 20-60 cm de comprimento, podendo no entanto atingir 1 m consoante o tipo de hospedeiro. Aumentam gradualmente em largura desde a zona do pescoço até à porção final do estróbilo. Os ovos de forma oval medem em média 64,8 µm de comprimento e 57,6 µm de largura. São hialinos, mas apresentam uma coloração castanha-amarelada, resultante da absorção de pigmentos biliares. A oncosfera apresenta uma membrana interna desprovida de filamentos polares, apesar de possuir um espessamento em cada pólo. No seu interior há três pares de ganchos lanceolados.



**Hospedeiros intermediários:** Diversas espécies de artrópodes coprófagos (formas larvares, ninfas e adultos de baratas, moscas, escaravelho, entre outros).

**Hospedeiros definitivos:** *H. diminuta* é o cestóide mais frequentemente encontrado em *Rattus rattus*, o hospedeiro e reservatório natural, mas *M. musculus*, *R. norvegicus* e outros mamíferos, incluindo o homem, podem igualmente ser infetados por este parasita.

**Distribuição geográfica:** Esta espécie é cosmopolita.

**Biologia:** O ciclo de vida de *H. diminuta* é indireto, tendo como hospedeiro intermediário, um artrópode (Anexo 9). Após ingestão de fezes de um hospedeiro infetado, as oncosferas contidas nos ovos são libertadas, eclodem no trato digestivo dos HI e pela ação mecânica dos ganchos penetram a parede intestinal e alcançam o hemocélio, onde se transformam em larvas infetantes (cisticercoides). O hospedeiro definitivo, normalmente um roedor, infeta-se pela ingestão do HI. Após ingestão, a larva cisticercóide liberta-se e fixa-se à parede intestinal onde prossegue o seu desenvolvimento até ao estado adulto. Novos proglótides são constantemente produzidos pela linha celular germinativa localizada posteriormente ao escólex. Os proglótides começam a produzir ovos cerca de nove dias após a sua formação.

**Potencial zoonótico:** A infeção humana causada por *H. diminuta* é uma infeção rara e ocorre geralmente em crianças, por ingestão accidental do HI infetado com o cisticercóide. Wiwanitkit em 2004, referiu registos de 500 casos humanos diagnosticados, a nível mundial, dez deles referentes à Tailândia. No entanto, um cestóide aparentado desta espécie, *Rodentolepis nana*, embora não diagnosticado neste trabalho, é uma das zoonoses helmínticas mais comuns a nível mundial, mais frequente nos países em desenvolvimento, pelas condições climáticas mais favoráveis (climas quentes e húmidos) e condições sanitárias deficitárias. Crompton (1999) estimou que no mundo inteiro existem cerca de 75 milhões de pessoas infetadas por *R. nana*.

#### 2.1.2.2.3 – Phylum Nematoda

##### 2.1.2.2.3.1 – *Nippostrongylus brasiliensis*

**Classificação:** A espécie *Nippostrongylus brasiliensis* pertence à superfamília Trichostrongyloidea, família Heligmonellidae, subfamília Nippostrongylinae e ao género *Nippostrongylus*.

**Morfologia:** Os exemplares de *Nippostrongylus brasiliensis* apresentam uma forma espiralada e uma coloração avermelhada, mais intensa nas fêmeas do que nos machos (Kassai, 1999).

Na extremidade anterior, a zona cefálica dos parasitas possui uma expansão ou dilatação cuticular e a abertura bucal é trirradiada e circundada por um anel.

Os machos de *N. brasiliensis* medem em média 3,8 mm de comprimento e 0,098 mm de largura. Na porção posterior do corpo apresentam uma bolsa copuladora bem desenvolvida e na porção terminal do corpo, duas espículas filiformes de coloração acastanhada, que medem em média, 492,2 µm de comprimento por 21,1 µm de largura.

As fêmeas *N. brasiliensis* medem em média 5,2 mm de comprimento e 0,119 mm de largura. A vulva situa-se na região ventral e o útero estende-se ao longo do corpo, preenchido por uma fiada de ovos. Os ovos são elipsoidais e medem 54,9 µm de comprimento por 28,8 µm de largura.

**Hospedeiros:** *N. brasiliensis* encontra-se com frequência em *Rattus* spp. e mais raramente em *M. musculus* e outras espécies de roedores.

**Distribuição geográfica:** A distribuição é cosmopolita e tem sido registado desde as Filipinas, Ásia e Austrália, até à América, passando pelo Médio Oriente e Europa (Kassai, 1999).

**Ciclo de vida:** O ciclo de vida de *N. brasiliensis* é direto e envolve uma fase externa de vida livre. As fêmeas adultas produzem ovos no intestino do hospedeiro, que passam para o exterior através das fezes, onde eclodem e se desenvolvem até ao estadio infetante (L<sub>3</sub>), em 5 ou 6 dias. A forma infetante penetra a pele do hospedeiro e através da corrente sanguínea atinge os alvéolos pulmonares, em 1-4 dias, a partir de onde prossegue o seu desenvolvimento até ao quarto estadio larvar (L<sub>4</sub>). Posteriormente migram para o intestino delgado, passando pela traqueia, esófago e estômago. No intestino delgado, 5 dias após infeção, terminam o seu desenvolvimento atingindo a fase adulta (L<sub>5</sub>). Os ovos começam a surgir nas fezes a partir do sétimo dia, persistindo até à expulsão dos parasitas adultos, 9-14 dias após infeção.

**Potencial zoonótico:** Não há registos de casos humanos por *N. brasiliensis*, no entanto, Cruz, Santos Reis & Trinca (2007), em trabalho desenvolvido em roedores, em S. Miguel, Açores, incluem-na na lista de espécies zoonóticas.

#### 2.1.2.2.3.2 – *Heterakis spumosa*

**Classificação:** A espécie *Heterakis spumosa*, pretence à superfamília Heterakoidea, à família Heterakidae, à subfamília Heterakinae e ao género *Heterakis*.

**Morfologia:** Os exemplares de *Heterakis spumosa*, extraídos do cego e da primeira porção do cólon, apresentam um corpo fino de coloração amarela-esbranquiçada. A boca é pequena e rodeada por três lábios desiguais, cada um com duas papilas laterais e uma

situada entre os lábios. O esófago é bem desenvolvido e a sua porção muscular passa por um bulbo esofágico que possui um complexo valvular. A cutícula que recobre o corpo é estriada longitudinal e transversalmente. O corpo possui asas cefálicas laterais suportadas por um par de papilas cervicais, que se iniciam ao nível da zona cefálica na porção anterior e se prolongam até ao final da porção posterior. O poro excretor situa-se ao nível da zona média do esófago. Os machos *H. spumosa* medem em média 6,07 mm de comprimento e 0,225 mm de largura. Na região caudal apresentam uma ventosa genital, estrutura muscular e pedunculada, que é interrompida na margem posterior por uma estrutura papiliforme. Nesta região, as asas caudais são suportadas por 10 pares de papilas caudais: 2 pares de papilas pedunculadas ao nível da ventosa, 3 pares de papilas pedunculadas laterais, 2 pares de papilas sésseis próximos da cloaca, 3 pares de papilas laterais no extremo caudal. Não apresentam *gubernaculum*, mas possuem espículas de tamanho e forma desiguais que terminam numa ligeira curvatura.

As fêmeas *H. spumosa* medem em média 8,44 mm de comprimento e 0,281 mm de largura. Apresentam 5 formações cuticulares (lábios) associadas à vulva, 1 anterior à abertura vulvar e 4 posteriores (1 formação seguida de mais 3). A vulva tem a sua abertura aproximadamente a meio do corpo. A cauda, cónica e pontiaguda, apresenta 2 pares de papilas sésseis, 1 proximal ventrolateral e 1 assimétrico distal localizado lateralmente. O útero didélfico apresenta-se repleto de ovos que medem em média 60,3 µm de comprimento e 42,3 µm de largura.

**Hospedeiros:** *H. spumosa* é um nematoide vulgarmente encontrado no cego e intestino grosso de *Rattus* spp. e *M. musculus*. Muitas outras espécies de roedores podem ser infetadas.

**Distribuição geográfica:** É uma espécie cosmopolita.

**Biologia:** O ciclo de vida de *H. spumosa* é direto. Os ovos ingeridos pelo hospedeiro eclodem no intestino delgado e as larvas passam para o cólon onde podem ser encontradas 48-72 h após a infeção. O período pré-patente é de 26-47 dias. Os ovos fertilizados aparecem nas fêmeas 25 dias após a infeção do hospedeiro, mas só a partir do trigésimo dia começam a surgir nas fezes.

**Potencial zoonótico:** Não há registos de casos humanos por *H. spumosa*.

#### 2.1.2.2.3.3 – *Syphacia obvelata*

**Classificação:** A espécie *Syphacia obvelata* pertence à superfamília Oxyuroidea, à família Syphaciidae, à subfamília Syphaciinae e ao género *Syphacia*.

**Morfologia:** Esta espécie é um nematoide de pequenas dimensões, coloração esbranquiçada e que apresenta acentuado dimorfismo sexual, sendo as fêmeas muito

maiores que os machos. Na extremidade anterior, a zona cefálica possui duas dilatações cuticulares infladas, estriadas transversalmente, que se estendem até ao nível do anel nervoso. O esôfago cilíndrico possui um bulbo esofágico esférico, estando ambos separados por uma constrição. A boca é formada por três lábios distintos em posição trirradial.

Os machos *S. obvelata* medem em média 1,15 mm de comprimento e 0,105 mm de largura máxima. Possuem três dilatações mamilonadas, de origem cuticular e estriadas transversalmente, na face ventral do último terço do corpo. A cauda é extremamente encurvada. Apresentam ainda na porção posterior 3 pares de papilas caudais (2 pares pré-anais e 1 pós-anal), um *gubernaculum* fusiforme com 36 µm de comprimento e uma espícula longa e ligeiramente encurvada com 73,83 µm de comprimento e 7,03 µm de largura na base.

As fêmeas *S. obvelata* medem em média 4,92 mm de comprimento e 0,244 mm de largura. Duas asas laterais estendem-se ao longo do corpo que termina numa cauda longa e fina. O poro excretor muito pequeno encontra-se no ponto mediano entre o bulbo esofágico e a vulva, localizada num espessamento cuticular. O útero é longo e repleto de ovos nas fêmeas grávidas. Os ovos são em forma de banana e medem 126 µm de comprimento por 41,4 µm de largura.

**Hospedeiros:** *S. obvelata* localiza-se no intestino grosso dos roedores e é extremamente vulgar em *M. musculus*, o seu hospedeiro principal.

**Distribuição geográfica:** Esta espécie é cosmopolita.

**Biologia:** O ciclo de vida de *S. obvelata* é direto e muito semelhante ao da espécie *Enterobius vermicularis*, parasita do Homem. As fêmeas grávidas migram do cego para o ânus onde depositam os ovos embrionados na pele ou onde simplesmente rebentam por compressão, libertando assim os ovos. Estes tornam-se infetantes em poucas horas após a postura e sobrevivem várias semanas no ambiente. O hospedeiro infeta-se por ingestão dos ovos diretamente da região peri-anal de um animal infetado ou indiretamente de materiais contaminados no ambiente. Devido ao seu peso extremamente baixo, os ovos também podem ser propagados pelo ar. Pode ainda ocorrer retroinfecção, pela migração de larvas recém-eclodidas no ânus, para o cólon. Após a ingestão do ovo, a larva eclode numa hora e migra para o cego em 2 horas. As larvas prosseguem o seu desenvolvimento e os machos atingem a maturidade sexual ao fim de 96 horas e morrem logo a seguir à cópula. Cinco dias após a infeção a maioria das fêmeas é fertilizada e 12 dias depois, migram do cego para o ânus para fazer a postura, abandonando o hospedeiro.

**Potencial zoonótico:** A infeção do Homem por *S. obvelata* é extremamente rara e a maior parte das vezes, acidental. Apenas foram diagnosticados três casos em crianças, dois nos

Estados Unidos (Faust, 1949, citado por Pereira, 2009) e um nas Filipinas (Riley 1919, citado por Pereira, 2009).

A dificuldade em detetar os ovos nas fezes, relativamente raros, a aparente reduzida patogenicidade e as variações sazonais desta espécie levam a crer que os casos humanos poderão estar sub diagnosticados.

#### 2.1.2.2.3.4 – *Trichuris muris*

**Classificação:** A espécie *Trichuris muris* pertence à superfamília Trichinelloidea, à família Trichuridae, à subfamília Trichurinae e ao género *Trichuris*.

**Morfologia:** Esta espécie integra o morfogrupo dos *whipworms* (“vermes de chicote”), devido ao seu corpo característico em forma de chicote. A porção anterior do corpo que engloba o esófago é manifestamente mais longa e fina do que a posterior. A boca é simples, não apresentando lábios. O corpo é revestido por uma fina cutícula estriada transversalmente.

Os machos *T. muris* medem em média 15,5 mm de comprimento e 0,239 mm de largura na zona de junção do esófago com o intestino. Na porção posterior do corpo, a cauda é espiralada dorsalmente e termina numa espícula longa e pontiaguda de 632,8 µm de comprimento. A espícula encontra-se protegida por uma bainha saliente coberta externamente por pequenos espinhos.

As fêmeas *T. muris* medem em média 17,4 mm de comprimento e 0,211 mm de largura na zona de junção do esófago com o intestino. A zona final da cauda é arredondada e termina numa pequena saliência. A vulva situa-se na zona de junção do esófago com o intestino. O longo útero é preenchido por ovos. Estes são bioperculados, em forma de limão e com uma espessa cutícula. Medem 64,8 µm de comprimento e 30,8 µm de largura.

**Hospedeiros:** Principalmente *Rattus* spp. e *M. musculus*, podendo ser encontrado noutros roedores.

**Distribuição geográfica:** Esta espécie é cosmopolita.

**Biologia:** O ciclo de vida de *T. muris* é direto. Os ovos são ingeridos com alimentos contaminados e eclodem no intestino delgado do hospedeiro. As larvas resultantes migram para o intestino grosso e invadem o epitélio da mucosa intestinal onde prosseguem o seu desenvolvimento até à fase adulta. Ao fim de 40-55 dias após infeção, os parasitas adultos penetram a mucosa intestinal através da região esofágica anterior, enquanto a porção posterior do corpo permanece livre no lúmen intestinal. As fêmeas começam a produzir e a libertar ovos no intestino grosso cerca de 30 a 49 dias após infeção. O tempo de vida dos parasitas no hospedeiro não vai além dos 76-100 dias.

**Potencial zoonótico:** Não há registos de casos humanos por *T. muris*.

#### 2.1.2.2.3.5 – *Calodium hepaticum*

**Classificação:** A espécie *Calodium hepaticum* pertence à superfamília Trichinelloidea, à família Capillariidae, à subfamília Capillariinae e ao gênero *Calodium*.

**Morfologia:** Devido à sua espessura, comprimento e localização, torna-se extremamente difícil extrair exemplares de *Calodium hepaticum* intactos, do parênquima hepático. Apresentam um aspeto filiforme e de cor esbranquiçada. A abertura bucal é muito pequena e arredondada, sem lábios. O esófago é formado por duas secções, uma anterior, pequena e muscular, e uma posterior, fina e cuticular.

As fêmeas medem em média 63 mm de comprimento, apresentando uma zona cefálica delgada com 0,074 mm de largura. O ovário localiza-se na zona final da porção posterior do corpo. O útero é um tubo, cheio de ovos nas fêmeas sexualmente maduras. Os ovos desta espécie apresentam forma de barril, estriação radial característica, são bioperculados, e medem em média, 53,1 µm de comprimento por 28,8 µm de largura.

**Hospedeiros:** Os roedores são os principais hospedeiros de *C. hepaticum*. A maior ocorrência tem sido registada em *R. rattus* e *R. norvegicus*, que são os hospedeiros e reservatórios por excelência. Este parasita tem sido detetado em muitos outros mamíferos (canídeos e felídeos domésticos e silvestres, suínos, leporídeos, ungulados e primatas não humanos e humanos) (Cross, 1998).

**Distribuição geográfica:** *C. hepaticum* é uma espécie cosmopolita, no entanto, ocorre maioritariamente nas zonas temperadas e tropicais, onde a temperatura e a humidade são elevadas (Cross, 1998).

**Ciclo de vida:** O desenvolvimento de *C. hepaticum* ocorre diretamente sem um hospedeiro intermediário (Anexo 10), apesar dos predadores terem um papel importante no seu ciclo de vida. Após a infeção, os parasitas permanecem vivos no fígado dos hospedeiros, aproximadamente durante um mês. Assim que morrem, ocorre a lise e a reabsorção dos seus tecidos. A fêmea deposita grupos de ovos no parênquima hepático do hospedeiro. Posteriormente, as lesões calcificam e encapsulam parasitas e massas de ovos, podendo aí permanecer viáveis durante meses. Uma vez encapsulados, os ovos não são excretados para o ambiente durante o tempo de vida do hospedeiro. A libertação dos ovos ocorre por ingestão do fígado de um animal infetado por atos de canibalismo, predação ou necrofagia. A consequente passagem do fígado pelo tubo digestivo do predador liberta os ovos de *C. hepaticum* pela ação dos sucos digestivos, que acabam por ser disseminados no solo juntamente com os excrementos. Freeman & Wright (1960) e Farhang-Azad (1977), citados por Pereira (2009) sugerem a manutenção de *C. hepaticum* nos sistemas de túneis e ninhos por canibalismo, considerando a predação e a decomposição fontes secundárias de infeção.

Em condições de temperatura e humidade favoráveis e na presença de oxigénio, os ovos de *C. hepaticum* desenvolvem-se até ao estadio infetante. O hospedeiro infeta-se pela ingestão de ovos embrionados, que eclodem no cego em 24 horas. As larvas no primeiro estadio larvar ( $L_1$ ) atravessam a parede do intestino em cerca de 6 horas. Migram pela cavidade abdominal, entram na veia porta hepática e 52 horas após a infeção alcançam o fígado, onde atingem o estado adulto.

**Potencial zoonótico:** *C. hepaticum* é um agente zoonótico, havendo referências a algumas dezenas de casos humanos. O homem infeta-se pela ingestão de comida, água ou solo contaminado por ovos (Tesana, Puapairoj & Saeseow, 2007). A maior parte dos casos humanos registados refere-se a crianças com idade inferior a cinco anos (Terrier, Hack, Hatz, Theintz & Roulet, 1999), provavelmente devido ao hábito mais frequente nestas idades de brincar na terra ou areia e de levar a mão a boca com material contaminado (geofagia). Quando os ovos ingeridos estão embrionados, são viáveis e após a eclosão da larva no cego, há migrações até ao fígado, originando a capilariose hepática. No entanto, estas migrações podem atingir outros órgãos, tais como os pulmões e o baço, mas sem qualquer evolução, pois a larva morre.

Nabi, Palaha, Sekhsaria & Chiatale (2007) fazem uma revisão dos casos humanos até aquela data, mencionando 42 casos a nível mundial, muitos dos quais foram fatais.

### 2.1.3 – Prevenção e Controlo de Pragas

O controlo de pragas é tão antigo quanto a agricultura, pois houve sempre a necessidade de manter as culturas livres de pragas.

Técnicas como a rotação de culturas, plantações cruzadas e a utilização de cruzamentos seletivos de cultivares resistentes a pragas têm uma longa história. O uso de produtos químicos data de há 4500 anos, quando os Sumérios utilizaram compostos de enxofre como inseticida. Desde o princípio do séc. XVIII que entomologistas e químicos têm feito progressos notáveis na tecnologia do controlo de pragas (Almeida, 1998).

O objetivo primário do controlo de pragas deve passar pela diminuição dos prejuízos e não pela destruição dos animais. Muitos destes problemas podem ser resolvidos através da aplicação de dois fatores fundamentais: limpeza e saneamento dos ambientes e proteção física com a modificação do habitat (Olkowski, Daar & Olkowski, et al., 1991; Collins & Powell, 1996). Este tipo de ações contribui significativamente para a redução de infestações. Cada situação deve ser tratada numa base individual sendo que antes de se iniciar qualquer tipo de controlo, deve-se efetuar a análise e o reconhecimento da espécie em causa e dos problemas por ela provocados (Olkowski et al., 1991).

De acordo com Mallis (1982) todos os tipos de controlo seguem pelo menos uma das seguintes metodologias:

- matam a praga diretamente – geralmente por exposição a substâncias letais ou inadequadas condições ambientais;
- reduzem o potencial reprodutivo de uma população praga – muitas vezes modificando o seu ambiente ou restringindo o seu movimento.

A maioria das táticas de controlo usadas podem ser agrupadas em duas grandes categorias: as de controlo natural e as de controlo artificial (Subramanyam & Wawrzynski, 1999).

Por definição, um controle natural ou biológico pode ser qualquer fator ambiental que mantém uma população de pragas abaixo do nível de prejuízo económico. Incluem-se neste caso barreiras geográficas, temperaturas frias, ou inimigos naturais que colocam em causa o crescimento natural da população.

O controlo artificial, por outro lado, emprega produtos ou processos com a intervenção do Homem, que modificam a fisiologia dos animais, os eliminam ou os capturam. Para este tipo de controlo, usam-se produtos de origem química como pesticidas, rodenticidas, inseticidas, a esterilização e a aplicação de repelentes ou ainda métodos mecânicos tais como: as capturas por armadilhas mecânicas e a eliminação por caçadas e fogos.

O controlo químico requer muita atenção, pois envolve manipulação de princípios ativos que exigem conhecimentos técnicos e cuidados de segurança e que pode contaminar o ambiente. A aplicação desses métodos deve ser realizada por pessoal treinado e competente e deve garantir que sejam tomadas medidas para evitar reinfestações posteriores.

O controlo por armadilhas também requer um conjunto de detalhes de instalação para uma boa eficácia, o mesmo acontecendo com os aparelhos de ultrassom, que apresentam ação inicial, mas não continuada no tempo, se não reposicionados (Kleiman et al., 2010).

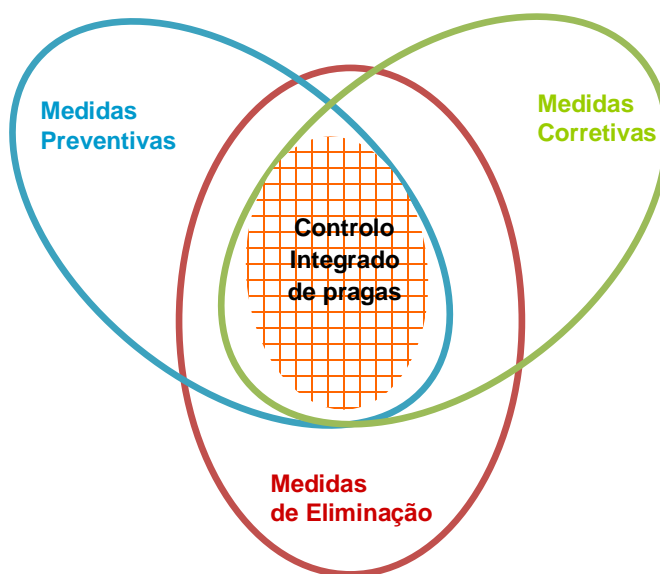
No entanto, para uma maior eficácia podem ser utilizadas em simultâneo as duas categorias de controlo (Olkowski et al., 1991; Subramanyam & Wawrzynski, 1999). No controlo de pragas é fundamental a implementação de um programa de controlo integrado (FUNASA, 2002) (Figura 7).

Este controlo integrado compreende várias etapas, nomeadamente:

- a identificação de uma espécie praga em determinado ambiente;
- a implementação de estudos da sua biologia;
- a monitorização da espécie;
- o estudo e implementação de medidas de prevenção e de controlo;
- a avaliação dos resultados.



Figura 7 – Medidas a implementar num controlo integrado de pragas (adaptado de FUNASA, 2002).



### 2.1.3.1 – Prevenção e controlo de roedores

Na prevenção de infestações por roedores deve-se agir de forma a tornar o ambiente menos propício a esta praga e limitar o seu acesso aos locais a defender. O meio envolvente ao edifício não deve permitir o estabelecimento de populações de roedores pelo que devem ser eliminados os abrigos assim como a vegetação e o entulho. Deve assegurar-se que os edifícios estejam completamente vedados ao exterior, isto é todos os locais por onde os roedores possam entrar devem ser tapados: frechas, ralos, ventiladores e outros orifícios devem estar cobertos por redes, telas ou sacos de areia. A zona de passagem da tubagem e canalizações nas paredes e tetos deve estar completamente vedada dado que são locais habituais de passagem de ratos. As portas devem fechar completamente e possuir um rodapé resistente, podendo ainda ser aplicadas as covas na parte de baixo das portas. As paredes com cavidades interiores e tetos falsos são de evitar uma vez que fornecem abrigo a estes animais. Devem ser de acesso simples a fim de facilitar a sua inspeção.

Todas as fontes de alimento e água devem ser eliminadas. Os alimentos devem ser acondicionados e separados por género e colocados em prateleiras afastadas das paredes e com uma altura do chão no mínimo de 25 cm. As instalações devem ser limpas diariamente, removendo quaisquer detritos que possam servir de alimento.

O lixo deve ser corretamente acondicionado e colocado em sacos de plástico, nos coletores. Estes devem ser de material que permita a sua higienização, devem ter uma capacidade adequada, estar colocados sobre um estrado e possuir tampa.

Os materiais como cartões, plásticos e papelões que por vezes servem de transporte de roedores, devem ser cuidadosamente inspecionados.

Nos métodos de controlo, tenta-se fazer uma redução da população. Esta pode ser feita através do uso de rodenticidas e deve ser acompanhada de um plano de higiene, de

alterações relativas às infraestruturas e de informação ao público. Para efetuar uma desratização é necessário saber qual a espécie envolvida, as características do espaço, as fontes de água, a extensão e tamanho da infestação (Associação do Comércio, Indústria e Serviços do Concelho de Mafra [ACISCM], 2009).

Um controlo eficaz inclui um número suficiente de iscos, convenientemente distribuídos, a fim de assegurar que todos os roedores ingerem a quantidade suficiente de raticida que lhes cause a morte. Para os ratos, os iscos devem ter entre si uma distância de 1 a 2 metros. Para as ratazanas esta distância deve ser de 7 a 10 metros. Os iscos raticidas devem ser colocados nos ninhos, nos locais que possam servir de refúgio aos roedores e nos locais de passagem dos roedores. A posição dos iscos deve ser numerada e todos eles devem ser datados, de forma a se conhecer o dia da última substituição ou inspeção (Telo, 2009, citado por Alves, 2009).

Os rodenticidas são de três tipos: rodenticidas agudos, subagudos e de efeito retardado (crónicos). Na tabela 1 e de acordo com a FAO (2007), citada por Alves (2009) discriminam-se os rodenticidas mais usados no controlo de roedores.

Tabela 1 - Rodenticidas utilizados no controlo de roedores (FAO, 2007, citada por Alves, 2009).

RODENTICIDAS			
De efeito agudo	De efeito subagudo	De efeito retardado (crónicos) 1. <sup>a</sup> geração	De efeito retardado (crónicos) 2. <sup>a</sup> geração
Alfacloralose	Brometalina	Varfarina	Difenacume
Fluoracetato monosódico	Calciferol	Clorfacinona	Bromadiolona
Fluoracetamida		Cumatetralil	Brodifacume
"Red Squill" (extrato da planta <i>Drimys maritima</i> ) ou purificado: Silmurin			Floucamfen
Sulfato tálio			Difetialona
Fosforeto de zinco			

Os rodenticidas agudos são usados há muitos anos. Estes compostos matam rapidamente, por vezes em minutos. Porém, só se forem utilizados em grandes quantidades poderão reduzir significativamente uma população de roedores. São químicos de baixo custo e facilmente adquiridos. Deve-se colocar um isco previamente, para permitir ao roedor habituar-se à sua presença e a ingeri-lo mais rapidamente. Ainda assim, continua a ser muito difícil eliminar toda uma população de roedores usando apenas rodenticidas de efeito agudo (Sprenger, 2008), pois os sobreviventes tendem a associar a morte ao consumo do produto, passando a evitar a sua ingestão.

Há também alguns compostos, chamados subagudos, que são semelhantes aos agudos, no entanto os sintomas surgem mais lentamente. Uma dose letal pode ser consumida em várias tomas, em vez de apenas uma. A morte surge até alguns dias depois do animal ter ingerido o composto, por hipercalémia e insuficiência renal (Sprenger, 2008). Os rodenticidas de efeito retardado (crónicos), são todos anticoagulantes. A morte pode ocorrer em 2 a 3 dias, mas normalmente ocorre ao fim de 7 dias. São extremamente eficazes.

Atuam prolongando o tempo de coagulação do sangue e provocando hemorragias internas (Sprenger, 2008). O desconforto causado por estes venenos é menos evidente do que quando se usa um composto de efeito agudo, continuando o roedor a ingerir o composto até que acaba por morrer. Por vezes os ratos levam os iscos para os ninhos e partilham-nos, sendo possível atingir uma mortalidade de 100% numa população.

Os métodos físicos usados no controlo de roedores incluem armadilhas, telas adesivas, predadores e repelentes por ultrassons (Vaz, 2010). As armadilhas usadas podem ser ratoeiras ou caixas de captura. Têm a grande vantagem de impedir a morte dos roedores em locais inacessíveis com os consequentes maus odores ou o aparecimento de grande quantidade de moscas. Deve utilizar-se uma gama variada de armadilhas quando se pretende identificar a espécie envolvida. Devem ser colocadas nos locais de passagem, nas entradas ou junto das paredes, com o isco virado para a parede, nos locais onde há maior probabilidade de se encontrarem ratos, pelo que é muito importante identificar os percursos que os ratos fazem antes de colocar as ratoeiras (Telo, 2009, citado por Alves, 2009).

As telas adesivas têm inconvenientes relacionados com o bem-estar animal, sendo por isso necessária a sua inspeção frequente para a eliminação do roedor assim que este é capturado. São normalmente utilizadas para eliminar os sobreviventes ocasionais.

Os ultrassons são úteis mas têm a desvantagem de habituação rápida pelos animais.

### **2.1.3.2 – Prevenção e controlo de aves**

Tal como nos roedores, a prevenção é sempre uma melhor opção que a eliminação, por manter as populações de aves em baixa densidade. A principal medida passa pela prevenção da entrada das aves nos locais sensíveis e onde podem encontrar abrigo para nidificação. Para tal, devem ser tomadas medidas tais como: a manutenção regular dos telhados, das calhas, dos sistemas de ventilação, entre outros, e a colocação de redes ou picos, nos acessos das instalações (Centro Interdisciplinar de Investigação Marinha e Ambiental [CIIMAR], 2011).

A população de aves encontrada é proporcional à quantidade de alimento disponível pelo que, removendo-se a fonte de alimento, a atividade das aves diminui. Controlar as fontes de água e abrigo é mais difícil mas também é importante na prevenção (Randall, 1999; CIIMAR, 2011).

De acordo com Simas (2005) na abordagem do problema das aves infestantes, deve-se ter em conta: a identificação da ameaça, a adequação das ações à ameaça e a implementação de medidas passivas e ativas. O uso de aves de presa é a principal medida ativa que deve ser complementada com meios alternativos (técnicas dispersivas).

As técnicas dispersivas incluem, para além da utilização de aves de presa, como os falcões, meios auditivos (canhões de som, aparelhos de ultrassons), visuais (espantalhos, espelhos, luzes), químicos (repelentes) e a gestão do habitat (Simas, 2005; Vaz, 2010). As técnicas

repressivas são a captura e o abate das aves. A captura pode ser feita por meio de armadilhas como gaiolas onde as aves ficam retidas ou por meio de redes mistas, não visíveis pelas aves e lançadas enquanto elas são atraídas por alimento (Vaz, 2010).

Em relação às aves a eliminação não é um método eficaz uma vez que a capacidade de reposição, num curto espaço de tempo, é elevada. Ainda que se elimine grande parte da população, se a quantidade de alimento disponível se mantiver, a população de aves, rapidamente, retomará a dimensão inicial (Randall, 1999). No entanto, é um método usado para o controlo de pombos, não sendo usado em gaivotas pois algumas espécies são protegidas e são animais migrantes (Burger & Gochfeld, 1996).

O controlo químico tal como o uso de progestagénios e a esterilização química de ovos é utilizado. O envenenamento para a eliminação de pombos é proibido, exceto nos casos em que seja evidente a propagação de doenças. Estas ações preveem recenseamento da população e uma monitorização constante (Alves, 2009).

### **2.1.3.3 – Prevenção e controlo de insetos**

Agindo de forma preventiva deve-se atuar relativamente aos edifícios (interiores e exteriores), lixo e entulhos e acondicionamento dos alimentos, tal como foi referido para os roedores (ponto 2.1.3.1) (Portal dedetização, 2009).

Devem ser igualmente eliminadas as fontes de alimento e água, com especial atenção para locais de águas paradas, pois são locais de criação ideais para algumas espécies como por exemplo mosquitos (Stranger, 1992; Randall, 2001).

Os equipamentos (fornos, eletrodomésticos e armários) devem ser inspecionados e limpos frequentemente (ACISCM, 2009).

Para os insetos rastejantes, como baratas e formigas, os métodos físicos incluem as armadilhas. Estas são caixas com feromonas e cola que devem ser colocadas junto a equipamentos ou locais quentes e são também úteis para determinar a extensão das infestações e saber se as baratas sobreviveram ou não ao tratamento aplicado (Baur, 1984).

Para os insetos voadores, nomeadamente moscas e mosquitos devem-se usar, placas de cola, insetocutores ou coletores (aparelhos com lâmpadas atraentes que em vez de promover a eletrocussão dos insetos, os fixam numa placa de cola) (Randall, 2001).

Os métodos químicos efetuam-se por aplicação de inseticidas que podem ser de largo espectro ou de espectro limitado. Podem ser de efeito imediato ou de efeito retardado. Os inseticidas agem sobre o sistema nervoso central, são inibidores de quinina, atuam sobre os reguladores de crescimento ou mimetizam as feromonas (Vaz, 2010). Têm a desvantagem de poder afetar espécies não alvo e poderem provocar poluição ambiental pela permanência de moléculas nos meios tratados que irão afetar outras espécies ou acumular-se na cadeia trófica.

Para as baratas podem ser aplicados inseticidas em pó, spray, por fumigação ou gotas de gel. No caso das moscas, tem importância o tratamento específico para as larvas em locais de criação como lixo e para os insetos adultos (nas superfícies e interiores de instalações). Para os mosquitos usam-se pulverizações e tratamentos larvicidas em águas residuais (Randall, 2001).

No caso específico das formigas, um controlo com sucesso depende da destruição do ninho. Infelizmente, os ninhos são muito difíceis de encontrar e destruir (Baur, 1984).

O controlo da infestação pode ser atingido, usando iscos contendo ácido bórico ou hidometilnon como inseticida ou metoprene como regulador de crescimento. Os iscos são mais eficazes pois as formigas transportam-no de volta para o ninho (Randall, 2001).

Os *sprays* e pós não são tão eficazes dado que afetam apenas os indivíduos que circulam nas superfícies tratadas (Baur, 1984).

#### **2.1.4 – Prevenção e Controlo de Pragas em Parques Zoológicos**

Os parques Zoológicos são, por natureza, o habitat ideal para a existência de um elevado número de roedores e outras pragas, pois reúnem todas as condições necessárias à sua sobrevivência. De acordo com Corrigan (2001), comparando a dificuldade no controlo de roedores, os parques zoológicos situam-se em terceiro lugar (em 13 grupos considerados) uma vez que reúnem várias condições favoráveis à sua manutenção, tais como: abundância de alimento e água; grande facilidade de acesso ao alimento e à água; elevada disponibilidade de abrigos (nas próprias instalações dos animais); dificuldade de implementação de medidas de prevenção; restrição elevada no uso de armadilhas químicas (Anexo 11).

Em zoos de zonas urbanas é comum encontrarem-se pragas já descritas e ainda gatos e cães errantes. Em zoos que se situam em zonas mais rurais podemos encontrar principalmente: formigas, mosquitos, raposas, leporídeos, patos, pardais e outras aves de pequeno porte. Todos estes animais podem ser vetores de doenças, como já referido anteriormente, não só aos animais do zoo como também aos trabalhadores do zoo e aos próprios visitantes (Rees, 2011).

Os roedores e certas aves como as gaivotas podem entrar em competição com os animais do zoo e também podem ser predadores de certas espécies, podendo atacar e alimentar-se das suas crias, destruir ninhos e alimentar-se de ovos de aves, répteis e anfíbios (Rees, 2011).

O controlo de pragas em zoos não é fácil de realizar pois como referido as instalações e cuidados dos animais proporcionam as principais condições de sobrevivência para as pragas e são complexas de gerir. Por outro lado, as medidas de controlo têm de ser muito

específicas e bem estudadas para não afetarem as outras espécies animais do zoo (Kleiman et al., 2010).

Um programa de controlo pode ser interno (feito por uma equipa de trabalhadores no zoo), externo (feito por uma empresa de controlo de pragas privada), mas para ser bem-sucedido deve ser aplicado e monitorizado continuamente. Requer esforços para a minimização de abrigos e de alimentos disponíveis para as pragas, para além, da utilização de métodos de controlo mecânicos e químicos.

A maioria dos postos de trabalho num zoo deve estar envolvida no controlo de pragas. Todos os funcionários dum parque zoológico têm a responsabilidade de promover a saúde e o bem-estar dos animais sob seu cuidado, promovendo a redução da contaminação de pragas e a infestação nas suas áreas de atuação. Os tratadores, os jardineiros e o pessoal de manutenção são a primeira linha de defesa contra as pragas pois são eles que, no manejo diário praticado, têm contacto com as espécies da coleção zoológica e detetam a presença ou vestígios de pragas. Devem também frequentar ações de formação sobre as principais pragas dos zoolos e os seus métodos de combate (Collins & Powell, 1996).

Assim, o controlo de pragas num zoo deve ser diário e inserido dentro do próprio manejo de cada instalação, começando logo pelas boas práticas (em que os tratadores usam luvas na alimentação e limpezas, farda própria lavada todos os dias e em certos casos máscaras). Caso haja o aparecimento de pragas ou vestígios numa instalação, os tratadores devem informar a equipa médico veterinária ou os seus superiores que têm a cargo a monitorização das pragas. Por outro lado, os médicos veterinários também devem realizar com frequência necrópsias às principais pragas do zoo e analisar o material recolhido a fim de estudar e conhecer as principais doenças que essas espécies podem transmitir (Collins & Powell, 1996).

Em todos os tipos de parques zoológicos é fundamental a implementação de um controlo integrado de pragas (FUNASA, 2002). Segundo Collins & Powell (1996), o objetivo de um programa de controlo integrado de pragas num zoo é conseguir o seu controlo, usando um mínimo de pesticidas. Acrescenta ainda que a supressão indireta é a estratégia mais importante para o controlo de pragas a longo prazo e que os métodos de supressão diretos só irão resultar numa redução temporária do número de indivíduos. É essencial reduzir o número de locais num zoo onde possam existir pragas, implementando vários métodos de controlo mecânicos e químicos. Em relação aos métodos de controlo químicos é necessário ter um cuidado especial na escolha do local e tipo de isco e de químico usados para evitar o risco de envenenamento de espécies pertencentes ao zoo.

Um bom controlo de pragas depende da integridade e *design* das instalações (prevenindo o acesso das pragas à instalação, principalmente aos comedouros), das boas práticas de higiene e alimentação, e das medidas utilizadas para o controlo.

No entanto, todas estas medidas, não devem ser isoladas e o parque zoológico tem necessariamente de estar em contato com os serviços Médico Veterinários da Câmara Municipal da sua zona (Decreto-lei n.º 169/99, de 18/9, alterado pela Lei n.º 5A/2002, de 11/1), com os Serviços Veterinários e sempre que possível com alguma instituição de que atue no controlo de zoonoses, devendo colaborar todos em conjunto no combate a pragas (Cubas et al., 2007).

O controlo de pragas em Zoos, passa pela mesma metodologia usada noutros locais, no entanto, há cuidados específicos ou algumas medidas que não são aplicáveis em Zoos, nomeadamente, para o controlo das aves e dos roedores. Assim, quando da existência de roedores deve-se ter particular atenção na utilização de algum tipo de enriquecimento alimentar, tendo especial atenção na sua escolha, pois pode atraí-los (Hosey, Melfi & Pankhurst, 2009).

O uso de iscos com produtos químicos para o controlo de roedores pode tornar-se num potencial risco de ingestão para outras espécies que não são o alvo, no entanto, este risco pode ser diminuído se os locais onde se vão colocar os iscos forem cuidadosamente estudados. Este tipo de iscos também constitui um problema pois o público vê este controlo como um impedimento ao bem-estar animal e são considerados métodos desumanos especialmente os rodenticidas anticoagulantes. Para evitar esta situação, certos zoos já adotaram outras estratégias, como o controlo biológico e as armadilhas de eletrocussão e libertação de dióxido de carbono que provocam a morte rápida do animal (Kleiman et al., 2010).

O controlo das aves, particularmente dos pombos é muito difícil de realizar pela grande ineficácia nos métodos usados, como o envenenamento, o tiro e o aprovisionamento por armadilhas e pelo facto destes animais serem muito engenhosos. Mesmo quando o controlo se consegue numa população existente no momento, rapidamente novo bando, vindo do exterior, pode instalar-se (Merchant, 2011).

Lamberski (2003), citado por Hosey et al. (2009), sugere como medidas de controlo em instalações de aves, a colocação de comedouros e bebedouros fora do chão, a colocação de malha por baixo da instalação e a existência de redes com fios elétricos fora da instalação. A medida que têm melhores resultados em zoos é a de mudança de comedouros pois ao cortar no acesso de alimento as aves deixam de lá ir (Cubas et al., 2007). Para o controlo das aves, a utilização de repelentes e anticoncepcionais é desaconselhada em zoos, pois o seu uso incorreto pode afetar as espécies residentes e de elevado valor de conservação, com intoxicações (Cubas et al., 2007).

### **3 – MATERIAL E MÉTODOS**

O presente estudo decorreu, no Jardim Zoológico de Lisboa, entre novembro de 2010 e dezembro de 2011, abrangendo duas vertentes distintas: o controlo de pragas e os agentes parasitários presentes nos roedores. Assim, o estudo dividiu-se em trabalho de campo (produção de um mapa das instalações, levantamento da higiene e manejo alimentar praticados nas diferentes espécies das áreas zoológicas, avaliação por inquérito aos tratadores da higiene e segurança, das pragas existentes e dos métodos de controlo e captura de roedores), trabalho laboratorial (necrópsias e estudo parasitológico nos roedores capturados) e análise dos resultados obtidos.

#### **3.1 – Trabalho de campo no Jardim Zoológico de Lisboa**

O Jardim Zoológico de Lisboa, situa-se em Sete Rios, na Estrada de Benfica, n.º 158. Inaugurado há 128 anos, em 28 de maio de 1884, tem atualmente como missão “desenvolver e promover um parque, tanto zoológico como botânico, como um centro de conservação, reprodução e reintrodução no seu habitat natural de espécies em vias de extinção, através da investigação científica e de programas de enriquecimento ambiental. Aliada à educação está uma forte componente de entretenimento e diversão” (Zoo de Lisboa, 2012 a).

Possui 2000 animais (mamíferos, aves, répteis e anfíbios) e mais de 360 espécies diferentes, estando 54 incluídas em Programas Europeus de Reprodução de Espécies Ameaçadas (Zoo de Lisboa, 2012 b).

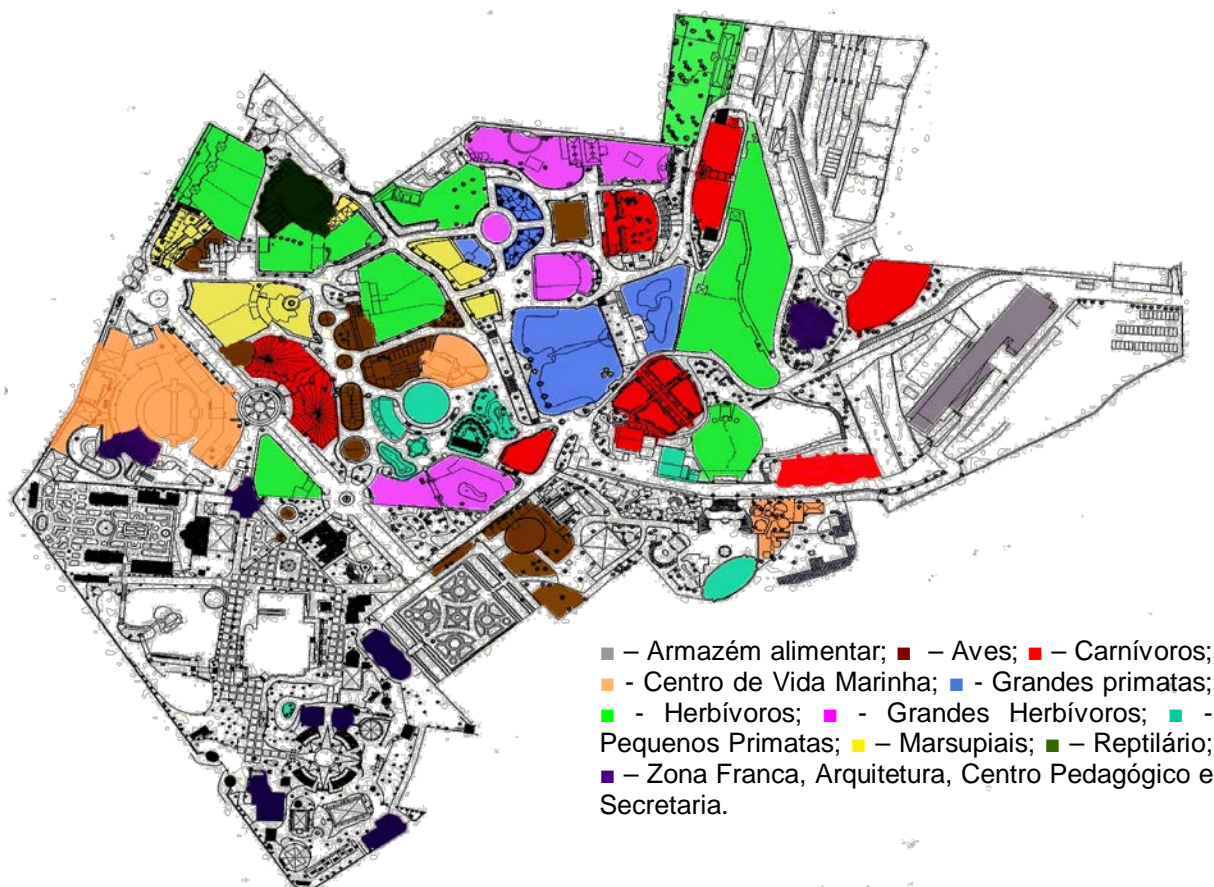
O espaço tem uma área total de 23,8 hectares (3,8 ha – Zona Franca; 20 ha - Zona Zoológica) 3,4 ha são de área coberta total, onde se incluem os edifícios referentes a escritórios, zona de restauração, armazéns, as instalações interiores dos animais, entre outros. A restante área compreende os espaços verdes, com zonas ajardinadas e lagos e os espaços exteriores das instalações dos animais (Anexo 12).

##### **3.1.1 – Mapa das instalações**

Com vista a facilitar a organização dos dados e determinar quais as zonas mais problemáticas, estas foram individualizadas num mapa, adaptado de um fornecido pelo serviço de arquitetura do Zoo, através do programa Adobe Photoshop CS4 Extended Versão 11.0 (Figura 8).



Figura 8 – Zonas em estudo, no Jardim Zoológico de Lisboa.



### 3.1.2 – Maneio sanitário e alimentar

Os dados referentes ao maneio sanitário e alimentar praticados foram colhidos por observação direta e com base nas informações prestadas pelos tratadores de cada setor.

A observação direta incidiu nas atividades praticadas nas instalações dos animais (material usado nas camas, no tipo de vegetação e solo e na probabilidade de ficarem restos de comida) e na natureza e periodicidade da dieta.

Contou ainda, com a colaboração do Médico Veterinário e da Eng.<sup>a</sup> Zootécnica, responsáveis respetivamente, pela sanidade e alimentação dos animais.

Este levantamento foi efetuado em todas as zonas zoológicas exceto na zona da Baía dos Golfinhos, Leões-marinhos e Focas, de acesso restrito ao pessoal externo a esses serviços.

### 3.1.3 – Práticas de Higiene, segurança e caracterização da infestação por pragas

Foi realizado um questionário sobre higiene, segurança e controlo de pragas aos tratadores do Zoo para se poder reconhecer quais as pragas mais comuns em cada zona e verificar se eram cumpridas as práticas de higiene e segurança por cada tratador do jardim zoológico, nas diferentes zonas consideradas (Anexo 13). A elaboração do questionário baseou-se em Hill & Hill (2009) e os critérios para os graus de classificação, em Randall (1999).

A investigação por questionário pode trazer algumas desvantagens, nomeadamente: dificuldade em motivar os inquiridos a responder o que pode originar muitas faltas de resposta; no caso de dúvidas no preenchimento não há hipótese de esclarecimento; quando se utilizam perguntas abertas, pode haver alguma ligeireza nas respostas ou são mais difíceis de interpretar; quando se utilizam perguntas fechadas, as respostas são pouco detalhadas (Hill & Hill, 2009).

O questionário compreendeu três partes distintas mais uma grelha, com cinco graus de classificação, para as diferentes pragas consideradas (Tabela 2).

Tabela 2 — Critérios selecionados para os diferentes graus de classificação das pragas consideradas (baseado em Randall, 1999).

GRAUS	1	2	3	4	5
<b>ROEDORES (Ratos e Ratazanas)</b>					
Avistamento de ratos de dia	Não	Não	Não	Sim	Sim
Avistamento de ratos de noite	Não	Não	Sim	Sim	Sim
Presença de fezes secas	Não	Sim	Sim	Sim	Sim
Presença de fezes frescas	Não	Não	Sim	Sim	Sim
Alimentos roídos	Não	Não	Não	Sim	Sim
Materiais ou zonas da instalação roídos	Não	Não	Não	Não	Sim
Presença de ninhos	Não	Não	Não	Não	Sim
<b>AVES (Pombos, Gaivotas e Pardais)</b>					
Avistamento de aves na instalação	Não	Sim	Sim	Sim	Sim
Aves pousadas na instalação	Não	Não	Sim	Sim	Sim
Presença de fezes secas	Não	Sim	Sim	Sim	Sim
Presença de fezes frescas	Não	Não	Sim	Sim	Sim
Aves presentes nos comedores e bebedouros	Não	Não	Não	Sim	Sim
Materiais ou zonas da instalação conspurcados/fezes	Não	Não	Não	Não	Sim
Presença de ninhos na instalação	Não	Não	Não	Não	Sim
<b>INSETOS (Baratas e Formigas)</b>					
Avistamento de insetos nos esgotos ou canalizações	Não	Sim	Sim	Sim	Sim
Avistamento de muitos insetos na instalação	Não	Não	Sim	Sim	Sim
Presença de fezes/ alimento regurgitado	Não	Sim	Sim	Sim	Sim
Insetos presentes nos comedores	Não	Não	Não	Sim	Sim
Materiais ou zonas da instalação danificados	Não	Não	Não	Não	Sim
Presença de ninhos, ou ootecas na instalação	Não	Não	Não	Não	Sim

A primeira parte do questionário era referente à identificação e caracterização dos tratadores, a segunda às práticas de higiene e segurança e a terceira referente à identificação de pragas, ao grau de infestação e controlo das mesmas.

A parte de identificação foi preenchida pela totalidade dos tratadores (50)<sup>1</sup> e todas as outras questões, pelos tratadores envolvidos diretamente com os animais e suas instalações (47). Antes da entrega do questionário, efetuou-se uma sessão de esclarecimento aos tratadores sobre as questões colocadas e acerca da finalidade do mesmo. Maioritariamente o preenchimento dos inquéritos foi realizado na nossa presença, ocupando um tempo médio de 15 minutos, no entanto, alguns foram entregues aos responsáveis por cada setor, para entrega posterior a tratadores que se encontravam ausentes.

### **3.1.4 – Registo dos métodos de controlo de pragas**

Os registos dos métodos de controlo de pragas no Jardim Zoológico de Lisboa foram realizados por observação *in loco*, por análise das respostas dos tratadores ao questionário realizado (3.1.3.) e por entrevista às empresas responsáveis por esta ação, nomeadamente à “Desinfeções Sul-Tejo”, no caso do controlo de roedores e insetos e à “Volataria” responsável pelo controlo das aves.

Durante o período de estágio, efetuou-se também um levantamento a fim de determinar o número de armadilhas, o tipo usado e a sua distribuição, por zonas.

### **3.1.5 – Métodos de captura de roedores**

A captura dos roedores foi realizada através das armadilhas químicas montadas e controladas mensalmente pela empresa externa responsável pelo controlo dos roedores e por armadilhas mecânicas de controlo interno, distribuídas pelos setores considerados mais carenciados, de acordo com indicações do técnico do Jardim Zoológico de Lisboa, responsável por esse controlo.

Dia sim, dia não, com exceção dos fins de semana, era efetuada uma fiscalização a todas as armadilhas, para recolha dos animais capturados.

Para *M. musculus* foram utilizadas armadilhas para captura de animais vivos do tipo *Sherman* de duas entradas (Figura 9 a). Estas armadilhas são constituídas por placas de alumínio, com um sistema interior com alavanca que permite o fecho da armadilha após a entrada do animal. Permitem a captura de animais de pequenas dimensões, como a espécie em causa. Nas armadilhas, era colocada uma fita adesiva com feromonas, para atrair os animais. Após a captura, o animal não tem qualquer contacto com o meio exterior. No caso de *R. norvegicus*, os animais foram capturados por armadilhas do tipo *Tomahawk* em aço galvanizado, com alavanca interior em pedal, com iscos variados (banana, chocolate, presunto, peixe e carne crus) (Figura 9 b).

Os exemplares capturados eram acondicionados em caixas apropriadas e submetidos a eutanásia com éter e mais tarde transportados, em mala térmica, com acumuladores de

---

<sup>1</sup> Três destes tratadores trabalham exclusivamente na clínica médico veterinária do Zoo.

refrigeração, para a Faculdade de Medicina Veterinária de Lisboa (FMV/UTL), onde era efetuada a sua necrópsia e recolha de material.

Figura 9 - Armadilhas utilizadas para captura de *M. musculus* (a - Tipo *Sherman*) e *R. norvegicus* (b - Tipo *Tomahawk*).



## 3.2 – Trabalho de laboratório

### 3.2.1 – Identificação dos roedores

A identificação das espécies capturadas baseou-se nas características morfológicas exibidas pelos exemplares e estiveram de acordo com Mathias (1999), Randall (1999) e Corrigan (2001).

A separação por grupo etário (jovens e adultos) foi realizada por pesagens e em caso de dúvida acrescidas da medida do comprimento total mais a medida da cauda, baseando-se nos pesos e medidas indicados para cada espécie adulta, por Mathias (1999), Corrigan (2001), Amaral & Puchades-Pradas (2007) e Almeida (2008).

### 3.2.2 – Necrópsias

Figura 10 – Necrópsia em roedor.

Elaboraram-se fichas de registo das necrópsias (Anexo 14).

As necrópsias (Figura 10) foram realizadas na sala de necrópsias de Anatomia Patológica, da FMV/UTL e de acordo com a metodologia preconizada por Petisca & Montano (1962).

Sempre que possível, foram efetuadas no período *pos mortem*, no entanto, por vezes, dependendo do número de animais capturados, foi necessário proceder à congelação de alguns exemplares.





Figura 11 – Copo com fezes.

Antes do início da necrópsia procedia-se à identificação do roedor, na ficha própria, onde constava, o número de ordem, a espécie, o sexo, a idade, a data e o local de captura. Procedia-se ainda à colheita de fezes (Figura 11).



Após necrópsia, os órgãos do aparelho digestivo foram individualizados (estômago, intestino delgado, intestino grosso, cego e fígado), através de ligadura dupla, colocados em placas de Petri (Figura 12) e levados para o Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias, da FMV/UTL.

Figura 12 – Individualização dos órgãos em placa de Petri, após necrópsia.



### 3.2.3 – Processamento parasitológico

Todo o processamento laboratorial foi realizado no Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias, da FMV/UTL.

#### 3.2.3.1 – Colheita e identificação de espécimes adultos de helmintes

Figura 13 – Decantação dos conteúdos gastrintestinais.

Os conteúdos do estômago, intestino delgado, intestino grosso e cego foram sujeitos a decantações sucessivas (Figura 13), até se obter um sobrenadante completamente límpido. As mucosas foram observadas cuidadosamente à lupa para remoção de parasitas, que nelas estivessem fixados.



O sedimento foi também observado à lupa e quando da presença de espécimes de helmintes, estes eram limpos de detritos e colhidos, com auxílio de um estilete/alfinete, para uma placa de Petri, com água e já identificada, com o n.º do roedor e o órgão em observação.

Se os espécimes ainda estavam vivos, eram colocados 24h no frio, a 4 °C, para morrerem em extensão, evitando assim a contração dos tecidos. Após as 24h, eram colocados em tubos com álcool a 70%, devidamente identificados, para fixação, conservação e posterior classificação.

Para a pesquisa de parasitas adultos no fígado, foram efetuadas disseções, ao longo dos canais biliares, lavagem com soro fisiológico e observação direta à lupa.

As técnicas de preparação dos helmintes para o seu estudo taxonómico variaram consoante o grupo em causa (Nematoda e Cestoda).

Assim, os nematoides foram montados entre lâmina e lamela com *Lactofenol de Amman*, para esclarecimento das estruturas e posterior identificação e quantificação por sexos. Após o seu estudo e registo fotográfico, os espécimes foram desmontados em placa de Petri, com passagens sucessivas com álcool a 70% e colocados de novo nos tubos de origem.

No estudo dos cestoides é indispensável o uso de corantes específicos, que permitam a visualização da morfologia. Deste modo, os cestoides foram comprimidos, por diferentes segmentos, entre duas lâminas, unidas por elásticos, e colocados 24/48h em álcool formol a 1%. Posteriormente foram sujeitos a coloração rápida pelo Carmim Alcoólico Clorídrico, diferenciados pelo álcool clorídrico a 1%, fixados em séries de alcoóis (70%, 95% e 100%), esclarecidos pelo Salicilato de Metilo e montados definitivamente em Bálsamo do Canadá. Para a observação dos escólices, seguiu-se a mesma metodologia usada para os nematoides. De seguida, procedeu-se à observação em lupa e microscópio para classificação e identificação.

Todos os espécimes estudados foram devidamente identificados, sempre que possível até à espécie, e guardados na coleção de parasitas do Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias, da FMV/UTL, estando assim disponíveis para outros estudos.

### **3.2.3.2 – Colheita e identificação de formas larvares de helmintes**

O exame do parênquima hepático mereceu também especial atenção, tendo em vista, a pesquisa de eventuais cisticercos e estrobilocercos (formas larvares de Taeniidae).

Sempre que se observaram vesículas que configuravam as larvas do género *Taenia* efetuava-se um corte do parênquima hepático a toda a volta e colocava-se em placa de Petri com soro fisiológico. Cuidadosamente, fazia-se a disseção, com auxílio de bisturi e após abertura da vesícula, evidenciava-se o escólex, com rostro armado, da forma larvar de *Taenia taeniaeformis*.

### 3.2.3.3 – Pesquisa de ovos e/ou oocistos

A pesquisa de ovos e/ou oocistos foi realizada nas fezes, e para o caso particular da espécie *Calodium hepaticum*, no fígado.

As fezes foram sujeitas a análises coprológicas qualitativas, pelas técnicas de Willis (flutuação) e de sedimentação espontânea. Efetuaram-se ainda esfregaços de fezes (pequena porção de fezes misturadas com uma gota de água), corados pelo Ziehl-Neelsen, para pesquisa de oocistos de *Cryptosporidium* spp. A coloração de Ziehl-Neelsen permite a visualização de micro-organismos ácido-resistentes, que coram de vermelho, como o *Cryptosporidium* spp., a qual seria impossível num esfregaço fecal simples.

De todos os fígados observados, foram realizados esfregaços por aposição, corados pelo Giemsa e efetuada a maceração do parênquima entre duas lâminas, para observação direta ao microscópio.

Os pedaços dos fígados que apresentavam sinais característicos de infecção por *Calodium hepaticum* (lesões hepáticas multifocais/pontos ou linhas amareladas e nódulos esbranquiçados de calcificação) foram separados, acondicionados e identificados em frascos contendo álcool a 70% e entregues no Laboratório Técnico de Rotina de Anatomia Patológica da FMV/UTL, onde foram submetidos a análise histológica. Para este estudo, foram colhidos fragmentos do fígado com espessura inferior a 5 mm e fixados em Formaldeído a 3,7%, durante um período mínimo de 24 horas. O processamento e inclusão em parafina dos tecidos foram efetuados de forma automática, em processador de tecidos LEICA TP 1020. O corte dos blocos de parafina, com cerca de 4 µm de espessura foi realizado em micrótomo de corredeira. Posteriormente foram fixados e corados pela coloração da Hematoxilina e Eritrosina.

Figura 14 – Roedor necropsiado, apresentando os órgãos em autólise.

Alguns dos roedores capturados, apresentavam os órgãos completamente em autólise (Figura 14), pelo que só foi possível efetuar uma maceração dos conteúdos dos diferentes órgãos e fazer pesquisa direta em microscópio de ovos de helmintes e oocistos de protozoários.



### 3.2.3.4 – Estudo taxonómico

A identificação das formas de eliminação parasitária observadas (ovos, larvas e espécimes adultos) baseou-se em Sousby (1986), Foreyt (2001), Taylor et al. (2007) e Bowman (2009).

O estudo morfométrico e as fotomicrografias foram realizados no Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias, da FMV/UTL e no Laboratório de Parasitologia do Instituto de Investigação Científica Tropical, com o apoio respetivamente, de um Microscópio Olympus Bx10 e de um microscópio estereoscópico Leica M165C acoplado de máquina fotográfica digital através do *software* Leica Application System (LAS, 2009).

### 3.3 – Registos e análise de dados

Os dados recolhidos foram introduzidos em folha de cálculo do *Microsoft Excel* (Anexos 15 e 16) e sujeitos a uma análise descritiva (frequências absolutas e relativas).

#### 3.3.1 – Análise estatística

Realizaram-se vários testes estatísticos usando o programa SAS (SAS Institute, 2004).

Recorreu-se aos testes não paramétricos de *Wilcoxon* e de *Kruskal-Wallis* (Neto & Stin, 2011) para determinar as diferenças entre o número de roedores positivos e as espécies de parasitas, assim como a influência de determinados fatores (sexo, idade e local de captura dos roedores). Os níveis de significância adotados foram de  $p \leq 0,01$  ou  $p \leq 0,05$ .

- O teste de *Wilcoxon* ou *Wilcoxon Signed Rank Test* foi utilizado quando se compararam dois grupos relacionados, sendo a variável de mensuração ordinal;

- O teste de *Kruskal-Wallis* foi aplicado quando se comparam três ou mais grupos independentes e a variável era de mensuração ordinal.

A opção pela utilização de testes não paramétricos deveu-se à impossibilidade de se cumprirem os requisitos de normalidade nos dados recolhidos.

Com o teste de Homogeneidade do  $\chi^2$  pretendeu-se verificar se existiam diferenças significativas entre o número de roedores positivos para certas espécies de parasitas e a espécie de roedor (Haiger, 1983).

- O Teste de Homogeneidade foi usado para se verificar se uma variável aleatória se comportava de modo similar em várias subpopulações. Testou-se a existência de homogeneidade entre as diversas categorias ou subpopulações representadas pelas colunas das tabelas de contingência (i.e., se as proporções são idênticas ou homogêneas para cada categoria representadas na Tabela de Contingência).

Com o teste de Independência do  $\chi^2$  pretendeu-se verificar se existiam diferenças significativas entre as variáveis: número de roedores positivos, espécie de roedor e idades e sexos dos hospedeiros.

- O Teste de Independência usou-se para verificar a existência de independência entre duas variáveis medidas nas mesmas unidades experimentais com proporções diferentes.



### **3.3.2 – Conceitos adotados no estudo parasitário**

Neste estudo, foram empregues vários indicadores de natureza parasitológica e epidemiológica, baseados em Bush, Lafferty, Lotz & Shostak (1997) e Poulin (2001). Os conceitos subjacentes aos mesmos são os seguintes:

- Prevalência: número de hospedeiros infetados com um ou mais exemplares de uma determinada espécie parasita dividido pelo número total de hospedeiros estudados;
- Diversidade parasitária: comunidade de espécies parasitas identificadas em cada espécie de hospedeiro;
- Carga parasitária ou Abundância: número de exemplares de uma determinada espécie parasita presente num único hospedeiro;
- Carga parasitária ou Abundância média: número total de exemplares de uma determinada espécie parasita encontrado na amostra de hospedeiros estudados a dividir pelo número de hospedeiros infetados por essa espécie parasita;
- Carga parasitária ou Abundância mínima: número mínimo de exemplares de uma determinada espécie parasita num único hospedeiro da amostra estudada;
- Carga parasitária ou Abundância máxima: número máximo de exemplares de uma determinada espécie parasita num único hospedeiro da amostra estudada;
- Infecção simples: presença de exemplares de uma única espécie parasita num hospedeiro;
- Infecção mista ou associações (infecção dupla, tripla e > tripla): presença de exemplares de mais do que uma espécie parasita (duas, três ou mais do que três) no mesmo hospedeiro.

## **4 – RESULTADOS**

### **4.1 – Infraestruturas, manejo geral e alimentar e higiene e sanidade**

#### **4.1.1 – Instalações, manejo geral e higiene**

A grande maioria das instalações dos animais, têm uma zona exterior e uma zona interior, de recolhimento. As zonas exteriores, de acesso ao público, variam em substrato e vegetação (Anexo 17). As zonas interiores, não têm vegetação e o substrato é à base de pavimento de fácil lavagem, normalmente cimento.

De uma forma geral as operações de controlo, limpeza das instalações e alimentação, em todas as espécies, são realizadas sempre de manhã, variando em certos aspetos consoantes os grupos em estudo, como consta no Anexo 18.

Em todas as instalações os animais têm facilidade de acesso à água e ao alimento.

Diariamente, numa primeira visita à instalação, pela manhã, e como rotina de monitorização, verificam-se alguns parâmetros importantes para a saúde e bem-estar dos animais (o comportamento, a condição corporal, a mobilidade, o aspeto da pele, as fezes, entre outras).

De seguida faz-se a recolha dos animais para as instalações interiores e procede-se à limpeza do exterior (retirar as folhas, os excrementos e lavar os bebedouros), bem como à recolha dos restos de comida do dia anterior. Depois desta limpeza, os animais são libertados para o exterior e procede-se à limpeza e lavagem das instalações interiores.

Os produtos usados na lavagem das instalações são o hipoclorito de sódio e Vaiprox® (detergente usado no chão de cimento).

O lixo resultante é colocado em sacos pretos de plástico, com capacidade de 100 Kg, levados para o exterior das instalações, sendo imediatamente recolhidos, por uma viatura própria do Zoo, que os leva para o contentor geral de lixo, seguindo-se a recolha diária a cargo de uma empresa especializada.

O estrume e resíduos das camas são recolhidos diariamente por um trator e deitados numa estrumeira, a céu aberto, que se encontra afastada das instalações dos animais e de outras infraestruturas. O estrume é tratado semanalmente, contra larvas de moscas, na primavera e verão. É vendido a uma empresa externa que o recolhe semanalmente.

Em quase todas as instalações podemos encontrar pedilúvios, variando também o seu número consoante a instalação. Nestes é utilizada uma mistura de água com produtos desinfetantes (Vircon® e Halamid®). A preparação da mistura (20g de cada produto por litro de água) é realizada no hospital veterinário e mais tarde fornecida aos tratadores para a manutenção dos pedilúvios, cuja renovação é efetuada semanalmente.

### **4.1.2 – Maneio alimentar**

Os alimentos dos animais são previamente selecionados e confeccionados no setor alimentar e posteriormente distribuídos por grupos de animais, exceto no caso dos répteis, aves e espetáculo das aves e na quintinha/marsupiais. Nas instalações destes animais existe uma cozinha, onde são preparados os alimentos, sendo sujeitas a limpeza e higiene diárias (exceto uma vez por semana), quer da própria instalação, quer da loiça e material usado na confeção das refeições.

Após a limpeza da instalação distribui-se a comida do dia e a água. Nas aves, visto que existem muitas espécies, a alimentação é não só distribuída pela manhã, como da parte da tarde, nos psitacídeos, nas aves de rapina e nas ratites.

A alimentação praticada no Zoo de Lisboa varia consoante os grupos de animais dos diferentes setores. Assim, após análise das tabelas 3 e 4, realizadas com base em observação direta e informação cedida pelos tratadores e responsável pela alimentação dos animais, verificou-se que a alimentação dos carnívoros tem por base, a carne e/ou peixe e nalguns casos particulares, acrescida de frutas e legumes (canídeos e ursos) e de ovos (ursos). Os primatas (grandes e pequenos) apresentam uma alimentação variada que vai desde a fruta e legumes, em todas as espécies consideradas, e da carne e/ou peixe, cereais ou sementes e ovos, em alguns casos particulares (Tabela 3). Nos herbívoros, o principal alimento é a erva ou feno e os alimentos compostos e nos grandes herbívoros é acrescido de fruta e legumes. Os animais do setor dos marsupiais são os que têm uma alimentação mais diversificada, que abrange todos os alimentos referidos e ainda, eucalipto para os Koalas, Cangurus e Bongos, bambu para o Motjac e Panda Vermelho e insetos para os Suricatas (Tabela 3).

De uma maneira geral, a alimentação das aves é muito variada, mas a base é a fruta, os legumes, os cereais e sementes, os alimentos compostos e no caso dos flamingos, marisco e nas aves de rapina, faisões e íbis, carne e/ou peixe. No reptilário os animais são alimentados com fruta, legumes, carne e/ou peixe, ovos e insetos (Tabela 4).

### **4.1.3 – Sanidade**

O programa de medicina veterinária preventiva implementado no Jardim Zoológico de Lisboa engloba várias ações, incluindo protocolos de quarentena, de desparasitações e de vacinação, praticados nas diferentes espécies.

A desparasitação é realizada regularmente e de acordo com os resultados obtidos nas análises coprológicas.

O aparecimento de animais com sinais clínicos específicos, o transporte de animais ou os períodos de quarentena, por exemplo, envolvem na sua maioria medidas terapêuticas, profiláticas e laboratoriais ao nível dos diferentes parasitas.

Tabela 3 – Alimentação dos mamíferos do Zoo de Lisboa, por grupos de animais.

<b>Setor dos Carnívoros</b>	<b>Fru</b>	<b>Leg.</b>	<b>AC</b>	<b>C/P</b>	<b>C/S</b>	<b>Ovos</b>	<b>F/E</b>	<b>Outros</b>
Encosta dos Felinos				X				
Solar dos Leões				X				
Trilho das Chitas				X				
Vale dos Tigres				X				
Ursos	X	X		X		X		
Lobos/Porco Espinho	X	X		X				
Pumas				X				
Tigres Brancos				X				
<b>Setor dos Pequenos Primatas</b>								
Palácio Verde	X	X	X	X		X		
Micos	X	X		X				
Saguim Bicolor	X	X	X	X				
Macaco-Aranha	X	X				X		
Gibão/Mãos Brancas	X	X				X		
Ilha do Siamango	X	X				X		
Ginásio	X	X				X		
Ilha do Farrobo	X	X						
Ilha do Animax	X	X						
<b>Setor dos Grandes Primatas</b>								
Templo dos Primatas	X	X		X	X	X		
Lémures	X	X	X		X	X		
<b>Setor dos Grandes Herbívoros</b>								
Elefantes		X	X				X	
Hipopótamos		X	X				X	
Hipopótamos Pigmeu		X	X				X	
Rinocerontes Brancos			X				X	
<b>Setor dos Herbívoros</b>								
Pátio das Zebras			X				X	
Rinocerontes Indianos			X				X	
Búfalos e Bisontes			X				X	
Orix e Impalas			X				X	
Girafas			X				X	
Okapis			X				X	
Palancas e Elandes			X				X	
Adax e Cobos-de-Leche			X				X	
<b>Setor dos Marsupiais</b>								
Coalas, Cangu. Bongos	X	X					X	Eucalipto
Muntjac /Panda Vermelho	X		X	X				Bambu
Urso-Formigueiro			X					
Quintinha	X	X	X		X		X	
Suricatas	X	X		X		X		Insetos

Fru – fruta; Leg – legumes; AC – alimentos compostos; C/P – carne ou peixe; C/S – cereais ou sementes; F/E – feno ou erva.

Tabela 4 – Alimentação das aves e répteis do Zoo de Lisboa, por grupos de animais.

<b>Setor das aves</b>	<b>Fru</b>	<b>Leg.</b>	<b>AC</b>	<b>C/P</b>	<b>C/S</b>	<b>Ovos</b>	<b>F/E</b>	<b>Outros</b>
Aviário Madail	X	X	X					
Aviário Asiático	X	X	X					
Faisões	X	X	X	X		X		
Íbis		X	X	X		X		
Gaiolas das Bilheteiras	X	X	X			X		
Roseiral	X	X			X			
Centro Recup. de Aves	X	X	X		X			
Passariformes					X			
Flamingos		X	X	X	X			Marisco
Ratites	X		X					
Abutres e Corujas				X				
Parque Arco-íris	X		X					
<b>Reptilário</b>								
Maternidade	X	X		X		X		Insetos
Zona de Exposição	X	X		X		X		Insetos

Fru – fruta; Leg – legumes; AC – alimentos compostos; C/P – carne ou peixe; C/S – cereais ou sementes; F/E – feno ou erva.

## 4.2 – Higiene e Segurança – análise do questionário

### 4.2.1 – Identificação/caracterização dos inquiridos

Na tabela 5 encontram-se representados os valores obtidos para as respostas referentes à identificação/caracterização dos tratadores do Zoo de Lisboa. Assim, relativamente à distribuição do número de tratadores pelas espécies animais existentes verificou-se que, apesar de haver valores muito próximos, a maioria, está adstrita aos Herbívoros (16,0%), seguida dos que trabalham no Armazém Alimentar e nos Marsupiais/Quintinha (12,0% para ambos). As idades predominantes, são as compreendidas entre os 31-40 anos e os 41-50, respetivamente, com 40,0% e 30,0% da amostra.

Também no que se refere ao sexo, os valores foram semelhantes, no entanto prevaleceu o masculino, com 52,0%.

A maioria dos inquiridos tem como habilitações literárias o 12.º (36,0%) e o 9.º ano de escolaridade (22,0%).

Relativamente à formação dos tratadores nas suas áreas de atuação, verificou-se que 76,0% deles, têm frequentado cursos de formação, a maioria dos quais foi ministrada no Jardim Zoológico de Lisboa (73,7%) e pelo menos com a frequência de 1 a 2 cursos (42,1%). Quanto ao número de animais sob sua responsabilidade, predominaram as respostas dos tratadores com mais do que dois grupos a seu cargo (40,0%) (Tabela 6).

Tabela 5 – Identificação dos inquiridos.

IDENTIFICAÇÃO DOS TRATADORES			
		n= 50	%
Área de ação	Armazém Alimentar	6	12,0
	Aves	5	10,0
	Carnívoros	4	8,0
	Espetáculo Aves	5	10,0
	Grandes Primatas	3	6,0
	Herbívoros	8	16,0
	Grandes Herbívoros	3	6,0
	Pequenos Primatas	4	8,0
	Marsupiais/Quintinha	6	12,0
	Reptilário	3	6,0
	Hospital Veterinário	3	6,0
Idade (anos)	Não Responde	1	2,0
	< 20	1	2,0
	20-30	9	18,0
	31-40	20	40,0
	41-50	15	30,0
	51-60	3	6,0
	> 60	1	2,0
Sexo	Feminino	24	48,0
	Masculino	26	52,0
Habilitações	Não Responde	3	6,0
	Primário	7	14,0
	6.º ano	4	8,0
	9.º ano	11	22,0
	12.º ano	18	36,0
	Bach.- Freq. Licenc.	3	6,0
	Licenciatura	3	6,0
	> Licenciatura	1	2,0

Tabela 6 – Atividade (tempo e animais a cargo) e formação dos inquiridos.

ATIVIDADE E FORMAÇÃO			
		n= 50	%
Atividade no Zoo (anos)	Não Responde	8	16,0
	< 5	15	30,0
	5-10	1	2,0
	11-15	7	14,0
	16-20	7	14,0
	21-25	5	10,0
	26-30	4	8,0
	>30	3	6,0
	Sim	38	76,0
	Não	12	24,0
Cursos	No Zoo	28	73,7
	Fora do Zoo	1	2,6
	Ambos	9	23,7
	1-2	16	42,1
	3-4	14	36,8
	5	3	7,9
	> 5	1	2,6
Animais/cargo	Não Responde	4	10,5
	1 grupo	18	36,0
	2 grupos	6	12,0
	> 2 grupos	20	40,0
	Não se aplica	6	12,0

#### 4.2.2 – Higiene e segurança praticadas

Nas respostas relativas à Higiene e segurança (Tabela 7), constatou-se que:

- a maioria das instalações, independentemente de serem interiores ou exteriores é limpa uma vez por dia (63,8% - exteriores; 85,1% - interiores);
- na higiene e limpeza das instalações a maioria dos tratadores possui material e equipamento próprio, por setor (80,9%);
- quanto ao uso de proteção, 93,6% dos tratadores referem o uso de vestuário próprio individual, que maioritariamente é lavado em casa e não no local de trabalho (91,5%). Já em relação ao uso de vestuário próprio por cada instalação, a maioria não o utiliza (74,5%);
- relativamente ao uso de luvas protetoras, verificou-se que na limpeza, a maioria pratica essa regra (78,7%), mas a sua utilização, quando da alimentação dos animais, é adotada por 55,3% dos tratadores, sendo que 36,2 % não as utilizam e 8,5% não respondeu à questão;

- finalmente, o uso de máscara, aquando da manipulação de produtos tóxicos/irritantes, é praticado por 53,2% dos inquiridos, não praticado por 44,7% e 2,1% não responderam.

Tabela 7 - Higiene e segurança praticadas.

HIGIENE E SEGURANÇA			
		n= 47	%
Limpeza das instalações	Exteriores	váriasx/dia	4 8,5
		1x/dia	30 63,8
		dia sim/dia não	1 2,1
		1x/semana	3 6,4
		2xs/semana	2 4,3
		Não se aplica	6 12,8
		Não Responde	1 2,1
	Interiores	váriasx/dia	1 2,1
		1x/dia	40 85,1
		2xs/dia	3 6,4
		dia sim/dia não	2 4,3
		Não Responde	1 2,1
	MEL/S	Sim	38 80,9
		Não	8 17,0
		Não Responde	1 2,1
Proteção	Vest. Próp.	Sim	44 93,6
		Não	2 4,3
		Não Responde	1 2,1
	V. Próp./Inst.	Sim	6 12,8
		Não	35 74,5
		Não se aplica	5 10,6
		Não Responde	1 2,1
	Lav./vest.	No Zoo	3 6,4
		Em casa	43 91,5
		Não Responde	1 2,1
	Luvax/Lim.	Sim	37 78,7
		Não	9 19,2
		Não Responde	1 2,1
	Luvax/Alin	Sim	26 55,3
		Não	17 36,2
		Não Responde	4 8,5
	Másc./P. Tó	Sim	25 53,2
		Não	21 44,7
		Não Responde	1 2,1

MEL/S – material e equipamento de limpeza por setor;  
Másc./P. Tó – Uso de máscara na manipulação de produtos tóxicos.

### 4.2.3 – Principais pragas identificadas

As pragas do Jardim Zoológico de Lisboa foram agrupadas em roedores (rato - *Mus musculus* e ratazana - *Rattus norvegicus*) (Figura 15 a), aves (pombo - *Columba livia*, gaivota - *Larus spp.*, pardal - *Passer domesticus*) (Figura 15 b) e insetos (barata - Ordem

Blattodea, formiga - Família Formicidae) (Figura 15 c/d) e em outras (liberdade de opção aos inquiridos).

Figura 15 – Algumas das pragas, ou vestígios delas, no Jardim Zoológico de Lisboa. a – ninho de ratazana na instalação dos faisões; b – pombos e gaivotas na instalação dos flamingos; c – carreiro de formigas no reptilário; d – barata na manilha de um esgoto.



#### 4.2.4 – Intensidade de infestação por pragas

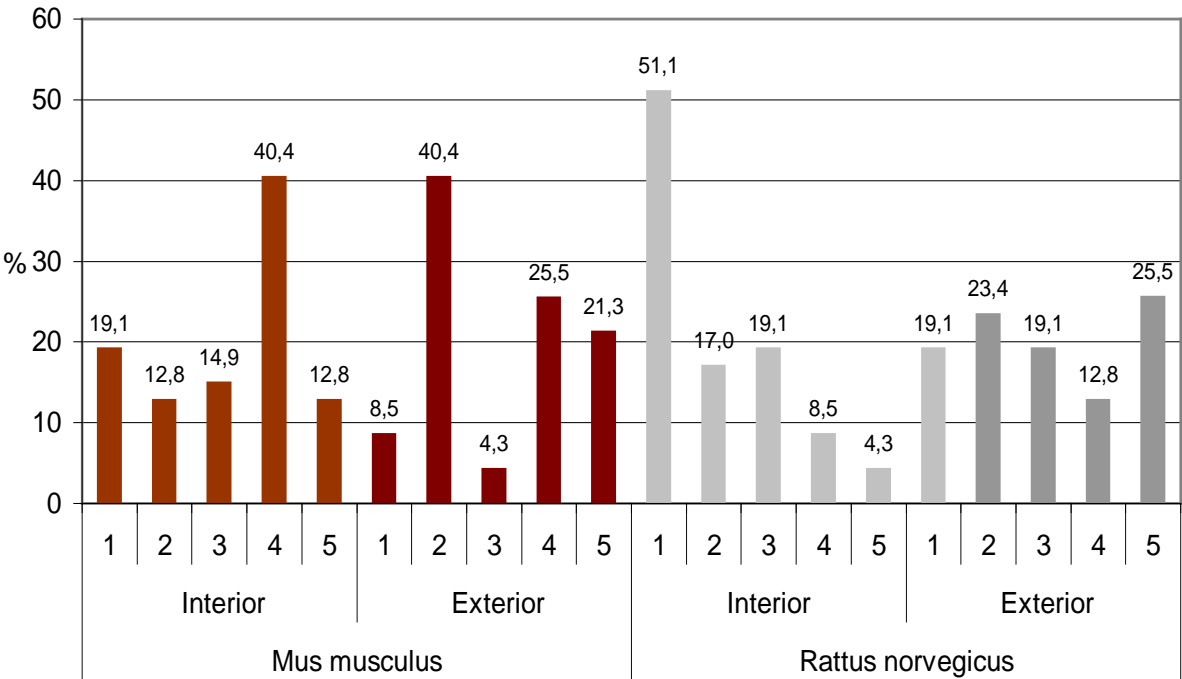
##### 4.2.4.1 – Roedores do Jardim Zoológico de Lisboa

Foram determinadas as intensidades de infestação de roedores (de acordo com a grelha de classificação apresentada no material e métodos). Verificou-se que para o interior das instalações o maior número de respostas de grau 1 (não avistamento de animais) foi atribuído a *Rattus norvegicus* (51,1%) e contrariamente, para *Mus musculus*, a maioria das respostas foi para o grau 4 (40,4%). Relativamente ao exterior das instalações, o grau 2 exibiu o maior valor para *M. musculus* (40,4 %) e o grau 5 para *R. norvegicus* (25,5%) (Figura 16). No entanto, e tendo em conta que a partir do grau 4 aumentam consideravelmente os vestígios da presença de roedores, pode-se inferir, maior gravidade de infestação, quer por *M. musculus*, quer por *R. norvegicus*, no exterior das instalações. Os mesmos dados analisados por instalações dos diferentes grupos de animais, indicou para *M. musculus* maior gravidade (maior número de observações acima do grau 3), nas



aves e espetáculo das aves, pequenos primatas e marsupiais/Quintinha, independentemente do interior ou exterior da instalação. Esta maior gravidade verificou-se ainda no interior das instalações dos grandes herbívoros (Tabela 8).

Figura 16 – Intensidade de infestação de roedores, *M. musculus* e *R. norvegicus*, nas instalações interiores e exteriores.



1 – sem avistamento de roedores; 2 - Presença de fezes secas; 3 - Avistamento de roedores de noite; Presença de fezes secas e frescas; 4 - Avistamento de roedores de noite e de dia; Presença de fezes secas e frescas; alimentos roídos; 5 – 4 + materiais ou zonas da instalação roídas e presença de ninhos.

Relativamente a *R. norvegicus*, a maior gravidade foi sempre nas instalações exteriores e na maioria delas, exceto para o armazém alimentar, os grandes herbívoros e o reptilário (Tabela 8).

Tabela 8 - Infestação por roedores, *M. musculus* e *R. norvegicus*, no interior e exterior das instalações, por grupos setores em estudo.

	Mus musculus										Rattus norvegicus									
	Interior					Exterior					Interior					Exterior				
	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5
A. Alimen. N= 6	1	2	3				6				2	4				1	4	1		
Aves N= 5			1	4				1	4		2		1	1	1			1	3	1
Carnívoros N= 4	2			1	1	1	1		1	1	1		1	1	1	1		1	1	1
Esp. Aves N= 5				5					4	1	5					1				
G. Primatas N= 3		1	1	1			3					2	1							3
Herbívoros N= 8	3	2	2	1		1	3	1	1	2	5		3			1	3	2		2
G. Herbívoros N= 3				3		2			1		3					3				
Peq. Primatas N= 4				2	2				1	3		1	2	1				1	1	2
Marsup./Quint.N= 6		1		2	3		3			3	3	3				3			1	2
Reptilário N= 3	3						3				3					3				
Total N=47	9	6	7	19	6	4	19	2	12	10	24	8	9	4	2	9	11	9	6	12
%	19,1	12,8	14,9	40,4	12,8	8,5	40,4	4,3	25,5	21,3	51,1	17,0	19,1	8,5	4,3	19,1	23,4	19,1	12,8	25,5

1 – Sem avistamento de roedores; 2 - Presença de fezes secas; 3 - Avistamento de roedores de noite; Presença de fezes secas e frescas; 4 - Avistamento de roedores de noite e de dia; Presença de fezes secas e frescas; alimentos roídos; 5 – 4 + materiais ou zonas da instalação roídas e presença de ninhos.

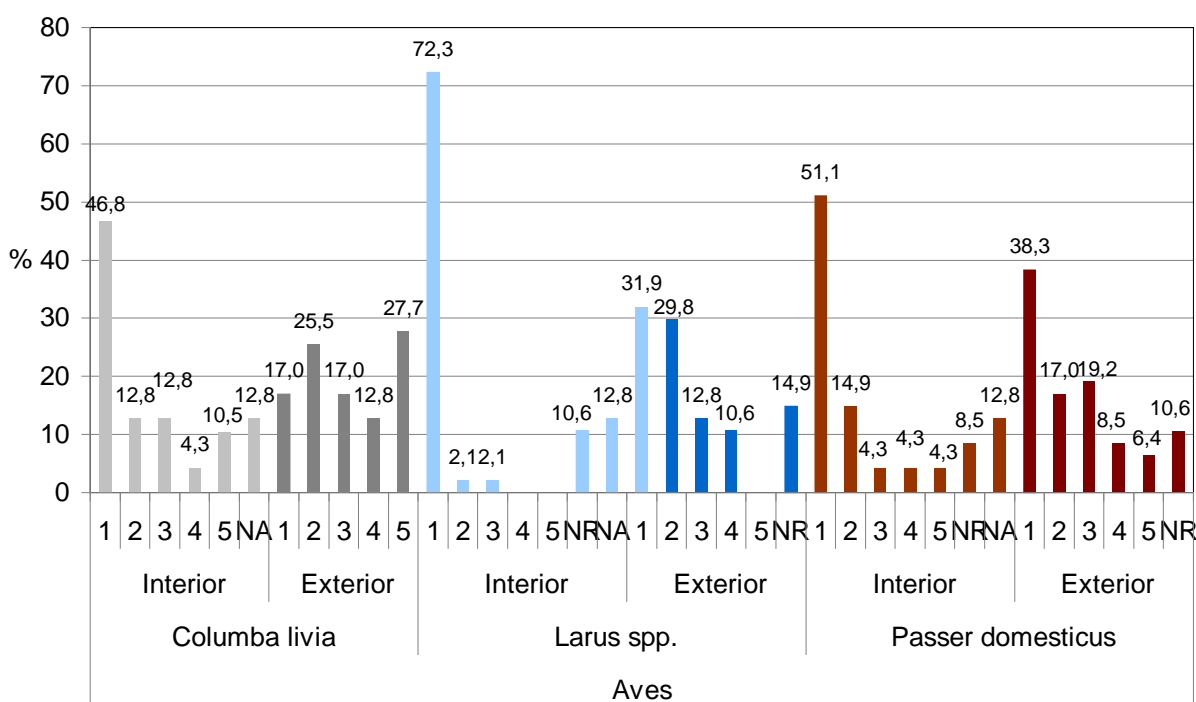
#### 4.2.4.2 – Aves do Jardim Zoológico de Lisboa

No caso das aves, independentemente da praga em causa, predominou o grau 1 (sem avistamento de animais) para o interior das instalações, com 46,8%, 72,3% e 51,1%, respetivamente para os pombos, gaivotas e pardais. No entanto, e pela análise da figura 17 foi nos pombos, que se registou o maior valor, para o interior das instalações, nos graus de maior risco (4/5) (14,8%).

Relativamente ao exterior das instalações, a gravidade foi sempre maior, quando comparada com o interior, apesar de nas gaivotas e pardais os valores máximos terem sido registados no grau 1. Mais uma vez, os pombos apresentaram o maior risco, nos graus 4/5, com 40,5% dos registos (Figura 17).

O estudo das aves, por instalação, determinou a permanência dos pombos no interior mais grave nos herbívoros e grandes herbívoros, e no exterior, para além destes, nas instalações das aves e dos pequenos primatas. Relativamente às gaivotas, a maior gravidade foi registada no exterior, particularmente nas instalações das aves. Os registos de pardais no interior determinaram maioritariamente o grau 1 (não avistamento) em todas as instalações, exceto nos carnívoros e grandes pequenos primatas. Exteriormente a maior gravidade foi registada nas instalações daqueles últimos, acrescida das instalações das aves e dos carnívoros (Tabela 9).

Figura 17 – Intensidade de infestação de aves, *Columba livia*, *Larus spp.* e *Passer domesticus*, nas instalações interiores e exteriores.



1 – Sem avistamento de aves; 2 – Avistamento de aves na instalação; presença de fezes secas; 3 – Aves pousadas na instalação; presença de fezes secas e frescas; 4 – 3 + Avistamento de aves nos comedouros e bebedouros; 5 – 4 + Materiais ou zonas da instalação conspurcados/fezes; Presença de ninhos na instalação.  
NA – não se aplica; NR – não respondeu.

Tabela 9 - Infestação de aves, *Columba livia*, *Larus spp.* e *Passer domesticus*, nas instalações interiores e exteriores, por setores em estudo.

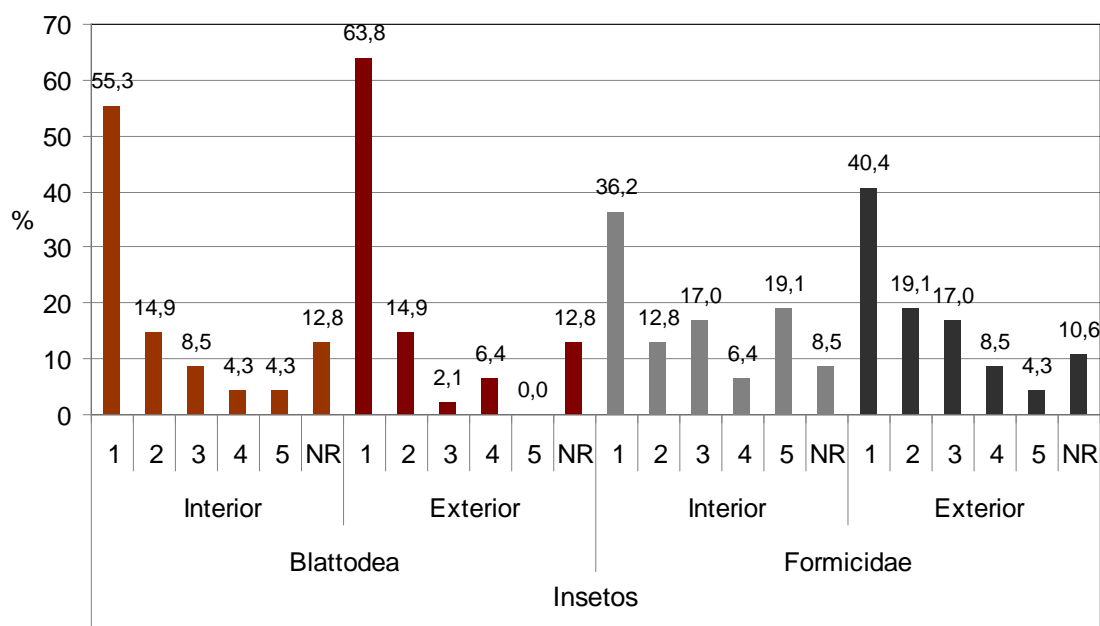
	Columba livia											Larus spp.											Passer domesticus																
	Interior						Exterior					Interior						Exterior					Interior								Exterior								
	1	2	3	4	5	NA	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	NR	NA	1	2	3	4	5	NR	1	2	3	4	5	NR	NA	1	2	3	4	5	NR		
A. Alimentar N= 6	1	5						4	2			6							4	1	1			6								3	2	1					
Aves N= 5	4		1					1	1	1	2	5									2	3		3	3	1	1					1		2		2			
Carnívoros N= 4	2		1			1	2		1			3					1		3					1	1	1	1					1	1	1					
Esp. Aves N= 5	5						1	3			1	5							1	4				5								5							
G. Primatas N= 3						3		1	2								3				1									3						2			
Herbívoros N= 8	3		2	2	1				1	4	3	7		1					4	2	2			5	3						2	4	2						
G. Herbívoros N= 3	1				2						3	3								3				2	1						2	1							
Peq. Primatas N= 4	1		2		1				1	1	2	2	1				1		1			2			3		1	1	1				1	3					
Marsup./Quint.N= 6	5	1					2	3			1	3					3			3			1	3		3		1	1			3		1	1	1		3	
Reptilário N= 3						3	3										3		3										3		3								
Total N=47	22	6	6	2	5	6	8	12	8	6	13	34	1	1		5	6	6	15	14	6	5	7	24	7	2	2	2	4	6	18	8	9	4	3	5			
%	46,8	12,8	12,8	4,3	10,5	12,8	17,0	25,5	17,0	12,8	27,7	72,3	2,1	2,1		10,6	12,8		31,9	29,8	12,8	10,6	14,9	51,1	14,9	4,3	4,3	4,3	8,5	12,8	38,3	17,0	19,2	8,5	6,4	10,6			

1 – Sem avistamento de aves; 2 – Avistamento de aves uma vez/dia na instalação; presença de fezes secas; 3 – Avistamento constante de aves na instalação; presença de fezes secas e frescas; 4 – 3 + Avistamento de aves nos comedouros e bebedouros; 5 – 4 + Materiais ou zonas da instalação conspurcados/fezes; Presença de ninhos na instalação. NA – não se aplica; NR – não respondeu

#### 4.2.4.3 – Insetos do Jardim Zoológico de Lisboa

Nos insetos e particularmente para as baratas, independentemente do interior ou exterior das instalações, predominou o grau 1 (sem avistamento de animais) com 55,3% e 63,8%, respetivamente e a maior gravidade foi registada no grau 2, com 14,9% para as duas localizações. Relativamente às formigas apesar do predomínio do grau 1 em todas as situações, a gravidade foi maior no interior, com registos a partir do grau 3 de 42,5%, quando comparada com o exterior, onde os mesmos graus apenas atingiram os 29,8% (Figura 18)

Figura 18 - Intensidade de infestação de insetos, da ordem Blattodea e família Formicidae nas instalações interiores e exteriores.



1 – Sem avistamento de insetos; 2 – Avistamento de insetos em esgotos ou canalizações; presença de fezes e alimento regurgitado; 3 – 2 + Avistamento de muitos insetos na instalação; 4 – 3 + Avistamento de insetos nos comedouros; 5 – 4 + Materiais ou zonas da instalação danificados; Presença de ninhos ou ootecas na instalação.

O mesmo estudo por grupos de animais, determinou a maior infestação de baratas, nos carnívoros e pequenos primatas, com maior gravidade nas instalações interiores. A maior infestação por formigas foi identificada no interior das instalações dos carnívoros, espetáculo das aves, grandes herbívoros, pequenos primatas e reptilário. Já no exterior, os maiores registos de infestação foram apenas nas instalações dos carnívoros, dos grandes herbívoros e dos pequenos primatas (Tabela 10).

Tabela 10 - Infestação por insetos da ordem Blattodea e família Formicidae no interior e exterior das instalações, por setores em estudo.

	Blattodea												Formicidae											
	Interior						Exterior						Interior						Exterior					
	1	2	3	4	5	NR	1	2	3	4	5	NR	1	2	3	4	5	NR	1	2	3	4	5	NR
A. Alimentar N= 6	4		2				5	1					3	2	1				4		2			
Aves N= 5	4	1					4	1						4	1					2	3			
Carnívoros N= 4		2	1	1					1	1			2				2		1	1			2	
Esp. Aves N= 5	5						5										5		4			1		
G. Primatas N= 3						3						3	1		1			1				1		2
Herbívoros N= 8	8						6	2					8						7	1				
G. Herbívoros N= 3	2	1					2	1							2	1					3			
Peq. Primatas N= 4			1	1	2			2		2						2	2			2		2		
Marsup./Quint.N= 6	3					3	3					3	3					3	3					3
Reptilário N= 3		3					3								3				0	3				
Total N=47	26	7	4	2	2	6	30	7	1	3		6	17	6	8	3	9	4	19	9	8	4	2	5
%	55,3	14,9	8,5	4,3	4,3	12,8	63,8	14,9	2,1	6,4		12,8	36,2	12,8	17,0	6,4	19,1	8,5	40,4	19,1	17,0	8,5	4,3	10,6

1 – Sem avistamento de insetos; 2 – Avistamento de insetos em esgotos ou canalizações; presença de fezes e alimento regurgitado; 3 – 2 + Avistamento de muitos insetos na instalação; 4 – 3 + Avistamento de insetos nos comedouros; 5 – 4 + Materiais ou zonas da instalação danificados; Presença de ninhos ou ootecas na instalação.

#### 4.2.4.4 – Outras pragas do Jardim Zoológico de Lisboa

Nove dos inquiridos (19,15%), pertencentes aos setores das aves e espetáculo das aves, carnívoros, pequenos primatas e Quintinha/Marsupiais, consideraram ainda outras pragas onde incluíram os pavões (*Pavo cristatus*), os patos (*Anas platyrhynchos*), as moscas (*Musca domestica*) e as mosquinhas da fruta (Drosophilidae).

Destas, destacaram as moscas, referidas pela maioria (5), independentemente da permanência ser no interior ou no exterior das instalações, das aves, dos carnívoros e dos pequenos primatas.

Os pavões foram os animais que surgiram em segundo lugar, como pragas, com maior gravidade no exterior das instalações, do espetáculo das aves e da Quintinha.

As moscas da fruta foram referidas pelos tratadores das aves, particularmente no verão.

Os patos foram considerados pragas por um único tratador dos pequenos carnívoros, que apontou a maior gravidade no exterior das instalações.

Dado que estes animais não foram contemplados como pragas no questionário apresentado, não é possível efetuar uma contabilização das mesmas, pois não foram sujeitas a graus de classificação, como se procedeu para as outras.

#### 4.2.5 – Métodos de controlo das pragas

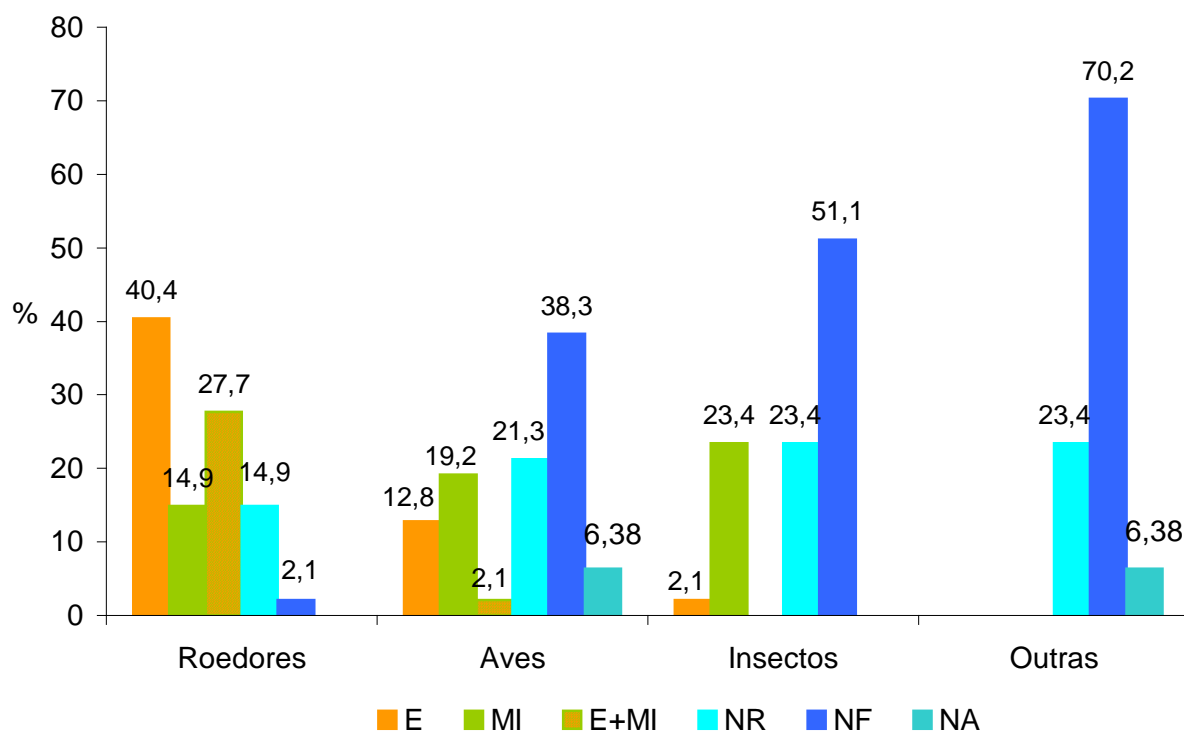
Das repostas obtidas relativas aos métodos de controlo utilizados no zoo de Lisboa quanto às pragas mais frequentes, as mais objetivas foram as referentes aos roedores, obtendo-se maioria de abstenção de respostas (NR) ou de algum desconhecimento (NF) quanto às metodologias empregues no controlo das aves, insetos e outras pragas (Figura 19). Assim, nos roedores os métodos mais citados foram o recurso a uma empresa de desratização (40,4%), seguido do método misto, empresa e medidas internas (27,7%). Estes métodos internos passam pela colocação de redes nos esgotos para impedir a saída dos roedores, pelas capturas através de armadilhas ou por batidas (estas últimas mais usadas para o controlo de *R. norvegicus*).

Em relação ao controlo das aves e insetos, e não tomando em consideração a falta de respostas e o desconhecimento, foram apresentados como métodos mais frequentes, a utilização de medidas internas, respetivamente com 19,2% e 23,4%.

Para o controlo das aves procura evitar-se a sua entrada ou, coloca-se a comida, de algumas espécies da coleção zoológica dentro de água, nos lagos das instalações, evitando o acesso a outras aves.

Para os insetos, foi referido o uso de inseticidas, em *spray* ou em pó.

Figura 19 – Métodos de controlo utilizados contra as pragas, no Zoo de Lisboa.



E - empresa; MI - medidas internas; NR - não responde; NF - não se faz/desconhece; NA - não se aplica (reptilário).

## 4.3 – Controlo de pragas no Jardim Zoológico de Lisboa

As pragas identificadas no Jardim Zoológico de Lisboa, englobam principalmente: aves (pombos, gaivotas e pardais), insetos (baratas e formigas) e roedores (ratos e ratazanas), como já foi indicado. Dada a variedade e quantidade de espécies em causa e a impossibilidade de analisar em profundidade todas elas, o estudo incidirá particularmente, nos roedores, dada a sua relevância.

Atualmente o controlo das pragas implementado, varia consoante as pragas em causa.

### 4.3.1 – Controlo de roedores

No caso dos roedores existe um controlo interno e um externo. O controlo interno é realizado por um responsável do zoo que faz uma avaliação sobre os locais onde se devem colocar as armadilhas mecânicas do próprio zoo.

O controlo externo realizado pela empresa “Desinfeções Sul-Tejo”, é efetuado mensalmente através de armadilhas químicas, substituindo-se o produto ativo e verificando-se se é necessário colocar mais armadilhas. Em casos de emergência a empresa também pode fazer uma nova intervenção dirigida à resolução de determinada situação.

Apesar do uso de diferentes armadilhas químicas (Figura 20) consoante o local onde são colocadas, o princípio ativo é sempre o mesmo, Bromadiolona (Anexo 19). As armadilhas estão bem visíveis e identificadas com um aviso de perigo e o nome da empresa responsável.

Figura 20 – Diferentes tipos de armadilhas químicas usadas pela empresa de desratização. a- cartão; b- PVC verdes; c- PVC pretas.



Durante o período de estágio efetuou-se um levantamento a fim de determinar o número de armadilhas, o tipo usado e a sua distribuição, por zonas (Tabela 11 e Anexos 20 e 21). Assim, independentemente do tipo usado, observou-se um total de 159 armadilhas, sendo 103 (64,8%) destas colocadas na Direção Zoológica e Veterinária, zona que engloba o maior número de animais e o setor da Nutrição. No Centro de Vida Marinha e nas Zonas sem animais, observou-se o menor número de armadilhas colocadas, correspondendo, respetivamente a 12,6% e 22,6% (Tabela 11).

Dentro do grupo dos animais, o maior número de armadilhas localizou-se nas instalações dos pequenos Primatas, com 24 ou seja 23,3% do total dessa zona (103), seguido das instalações das Aves e dos Carnívoros (ambos com 15 armadilhas - 14,6%) e do setor da Nutrição (14 armadilhas - 13,6%) (Tabela 11).

Tabela 11 – Distribuição das diferentes armadilhas usadas para captura de roedores, por zonas do Zoo de Lisboa.

Zonas	Controlo externo – Empresa Armadilhas Químicas			Controlo Interno	TOTAL
	Caixas PVC Pretas	Caixas PVC Verdes	Caixas de Cartão	Armadilhas Mecânicas	
Direção Zoológica e Veterinária					
Aves	4	6	0	5	15
Reptilário	3	0	1	0	4
Marsupiais	3	0	0	5	8
Pequenos Primatas	5	5	2	12	24
Grandes Primatas	8	1	2	0	11
Carnívoros	10	0	2	3	15
Herbívoros	0	0	0	0	0
Grandes Herbívoros	5	2	0	1	8
Serviços Zoológicos	0	0	4	0	4
Setor da Nutrição	10	0	4	0	14
Sub- Total	48	14	15	26	103
Centro de Vida Marinha					
Baía dos Golfinhos	0	0	13	0	13
Leões-marinhos e Focas	2	0	3	0	5
Apresent. Aves e Répteis	0	0	0	2	2
Sub- Total	2	0	16	2	20
Zona Franca, Arquitetura e Centro Pedagógico					
Zona Franca	2	0	19	0	21
Arquitetura C. Pedagógico	0	0	15	0	15
Sub- Total	2	0	34	0	36
Total	52	14	65	28	159

#### 4.3.2 – Controlo de aves

O controlo das aves é efetuado externamente pela empresa “Volataria”, que se desloca semanalmente ao Jardim Zoológico, fora do horário de abertura ao público, para recolher pombos que são capturados em armadilhas (Figura 21) espalhadas por diferentes zonas do zoo: nas zonas mais altas das instalações dos Koalas, dos Adax e Cobos-de-Leche e dos Rinocerontes Indianos (Anexo 21).

Figura 21 – Armadilha mecânica usada para a captura de pombos.





Os iscos usados são o trigo, o milho, a ervilhaca, a soja e o cânhamo.

### 4.3.3 – Controlo de insetos

No que respeita aos insetos voadores, que aparecem só em determinados períodos do ano, o controlo é efetuado por meios internos através da colocação dentro de algumas instalações de inseto caçadores e telas adesivas (Figura 22 a/b). Relativamente às baratas e formigas o controlo também é realizado internamente por meio da aplicação de inseticidas em *spray* ou em pó, mas se necessário, em caso de grandes infestações é chamada a empresa que controla os roedores e que procede à desinsetização.

Figura 22 – Metodologia para controlo de insetos voadores no interior do Templo dos Primatas. a. Inseto caçador; b. Tela adesiva.



## 4.4 – Captura de roedores no Jardim Zoológico de Lisboa

Para o estudo parasitológico capturaram-se, aleatoriamente, entre abril e dezembro de 2011, um total de 100 roedores, das espécies *Mus musculus* (N= 50) (Figura 23 a) e *Rattus norvegicus* (N= 50) (Figura 23 b), com a seguinte distribuição por sexo e idade:

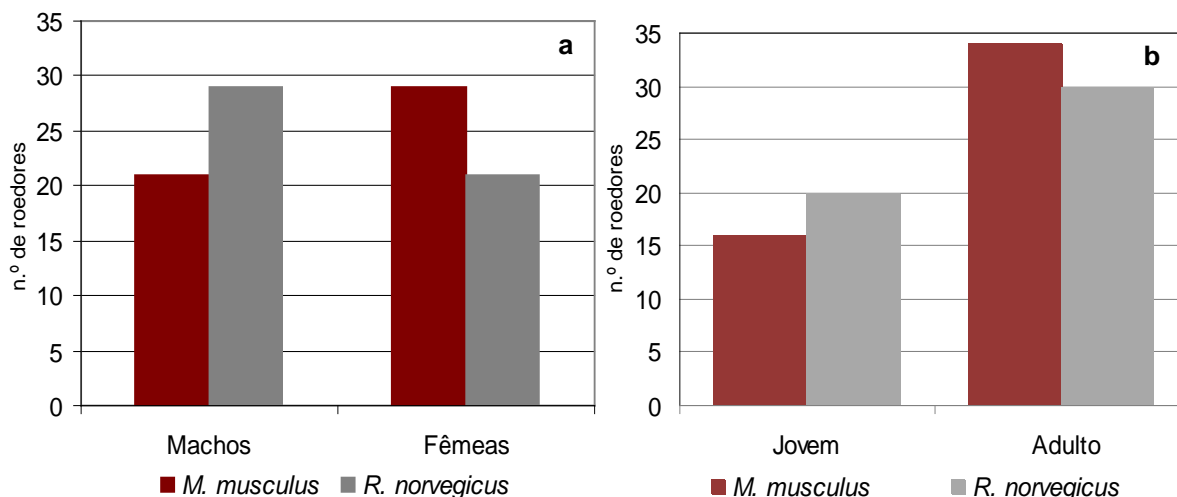
- 50 machos e 50 fêmeas;
- 36 jovens e 64 adultos (Figura 24 a/b).

Figura 23 – Exemplares dos roedores em estudo. a - *Mus musculus*; b - *Rattus norvegicus*.





Figura 24 – Distribuição das espécies de roedores capturados: a - por sexo; b - por idade.



No estudo por espécie, em *M. musculus* predominaram as fêmeas (29) e os adultos (34), enquanto que em *R. norvegicus* predominaram os machos (29) e igualmente os adultos (30) (Tabela 12).

Tabela 12 – Distribuição dos roedores capturados, no Zoo de Lisboa, por sexo e idade.

Espécie	Machos		Fêmeas	
	Adultos	Jovens	Adultas	Jovens
<i>M. musculus</i>	15	6	19	10
<i>R. norvegicus</i>	10	19	20	1
Total	25	25	39	11

As zonas de captura selecionadas foram determinadas pelos resultados obtidos no questionário previamente efetuado aos tratadores e por observações realizadas na fase inicial do estudo.

Assim, os roedores foram capturados junto de instalações das seguintes zonas: Aves, Carnívoros, Centro de vida Marinha, Grandes Herbívoros e Marsupiais (Figura 25).

A distribuição por roedor capturado e a instalação dos animais foi a seguinte (Figura 26):

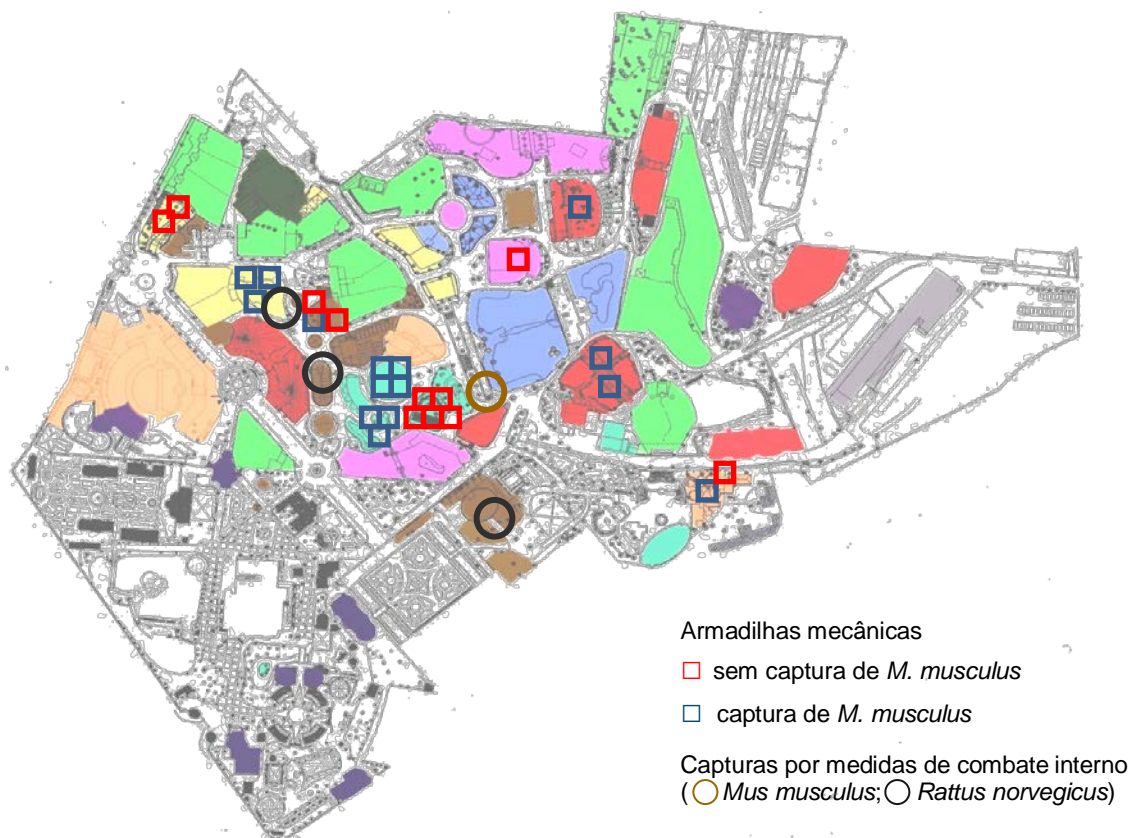
*Mus musculus*:

- Espetáculo das aves e estorninhos (um em cada);
- Cozinha das aves e saguim bicolor (três em cada);
- Búfalo vermelho (quatro);
- Micos e saguins (cinco);
- Hipopótamos e inseparável de Angola (seis em cada);
- Quintinha (21).

*Rattus norvegicus*:

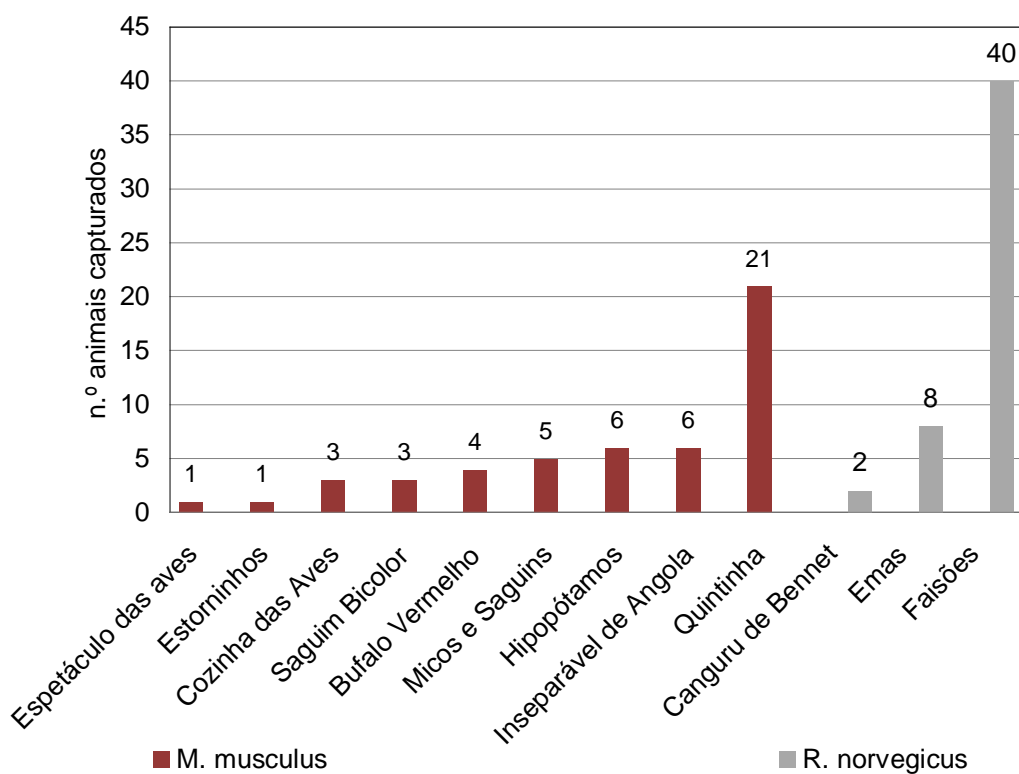
- Canguru de Bennet (dois);
- Emas (oito);
- Faisões (40).

Figura 25 – Zonas de captura dos roedores, no Jardim Zoológico de Lisboa.



■ – Armazém alimentar; ■ – Aves; ■ – Carnívoros; ■ – Centro de Vida Marinha; ■ – Grandes Primatas; ■ – Herbívoros; ■ – Grandes Herbívoros; ■ – Pequenos Primatas; ■ – Marsupiais; ■ – Reptilário; ■ – Zona Franca, Arquitetura, Centro Pedagógico e Secretaria.

Figura 26 – Distribuição dos roedores capturados, por instalação de animais, do Jardim Zoológico de Lisboa.



## 4.5 - Infecção parasitária em roedores

### 4.5.1 - Espécies identificadas

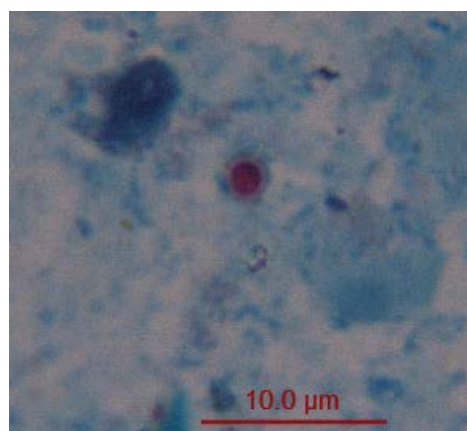
Nos 100 roedores observados encontraram-se formas de eliminação parasitária (ovos, oocistos, larvas e espécimes adultos), num total de nove espécies distribuídas pelos Phyla Apicomplexa, Platyhelminthes e Nematoda.

#### 4.5.1.1 – Protozoa; Phylum Apicomplexa

##### 4.5.1.1.1 - *Cryptosporidium* sp.

Figura 27 - Oocisto de *Cryptosporidium* sp.

Dado o pequeno número de roedores infetados (cinco: dois – *M. musculus*; três – *R. norvegicus*) e de oocistos presentes nos esfregaços fecais, não foi possível efetuar o estudo morfológico, para a identificação da espécie de *Cryptosporidium* (Figura 27), no entanto, as dimensões inferiores a 5 µm/4 µm das formas Ziehl-Neelsen positivas observadas sugerem poder tratar-se da espécie *C. parvum*.



##### 4.5.1.1.2 - *Eimeria* spp.

Igualmente para o género *Eimeria* poucos foram os roedores infetados (oito: um – *M. musculus*; sete – *R. norvegicus*) e por outro lado o pequeno número de oocistos presentes na maioria das amostras dificultou o estudo morfológico, exceto numa das amostras de fezes de *R. norvegicus*, onde se visualizaram pelo menos duas morfologias distintas de oocistos (Figura 28 a/b), cujas dimensões registadas numa delas (média de 22 µm/16,5 µm), indicam a presença da espécie *Eimeria nieschulzi* (Figura 28 c) e outra de menores dimensões, (16 µm/18 µm), em menor quantidade, de diagnóstico inconclusivo, provavelmente *E. separata*.

#### 4.5.1.2 - Phylum Platyhelminthes; Classe Cestoda

##### 4.5.1.2.1 - *Cysticercus fasciolaris*

Observaram-se um total de 14 formas larvares (Figura 29 a), das quais, nove em sete *Mus musculus*, e cinco em quatro *Rattus norvegicus*.

Em média apresentaram uma dimensão de 12 cm de comprimento, independentemente da espécie de roedor parasitada.

Na maioria das formas larvares não foi possível fazer a contagem do número de ganchos, na coroa dupla do escólex (Figura 29 b), pois grande parte tinha caído. No entanto, nos três considerados quase completos, contaram-se entre 25 a 35 ganchos.

Figura 28 - Oocistos do género *Eimeria*. a - grande número de oocistos por campo de observação microscópica, envolvendo duas morfologias distintas; b - espécie inconclusiva (*Eimeria separata* ?); c - *Eimeria nieschulzi*.

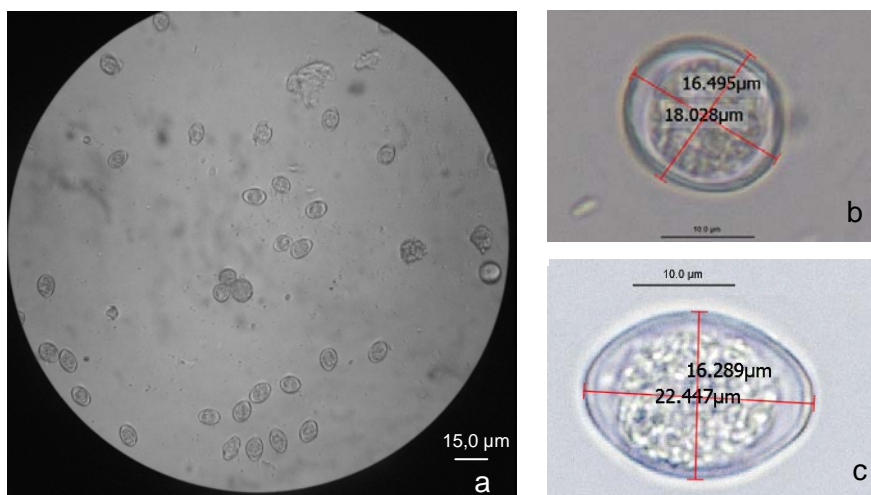
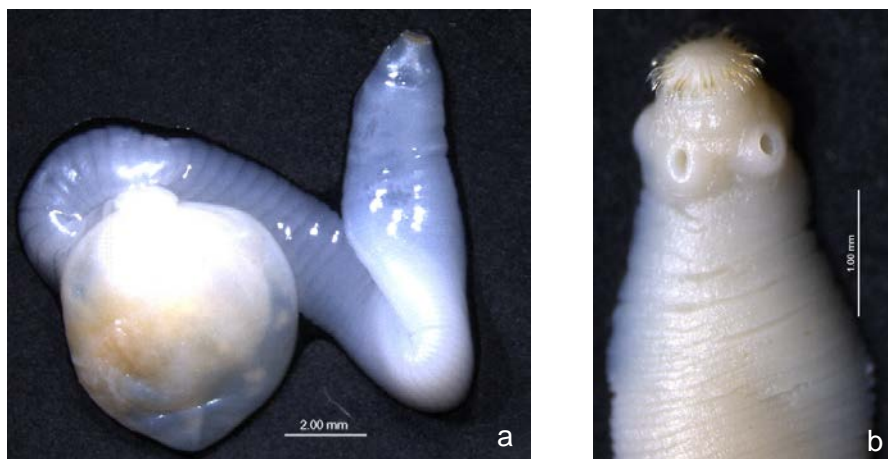


Figura 29 – *Cysticercus fasciolaris*, forma larvar de *T. taeniaeformis*: a - exteriorizada da vesícula e semelhante à forma adulta; b - escólex com quatro ventosas e coroa dupla de ganchos.



#### 4.5.1.2.2 - *Hymenolepis diminuta*

Registaram-se 17 roedores parasitados por *H. diminuta*, um *Mus musculus* e 16 *Rattus norvegicus*.

A carga parasitária total foi de 50 exemplares todos eles recolhidos em *R. norvegicus*. Em *M. musculus* apenas se observaram ovos, nas fezes.

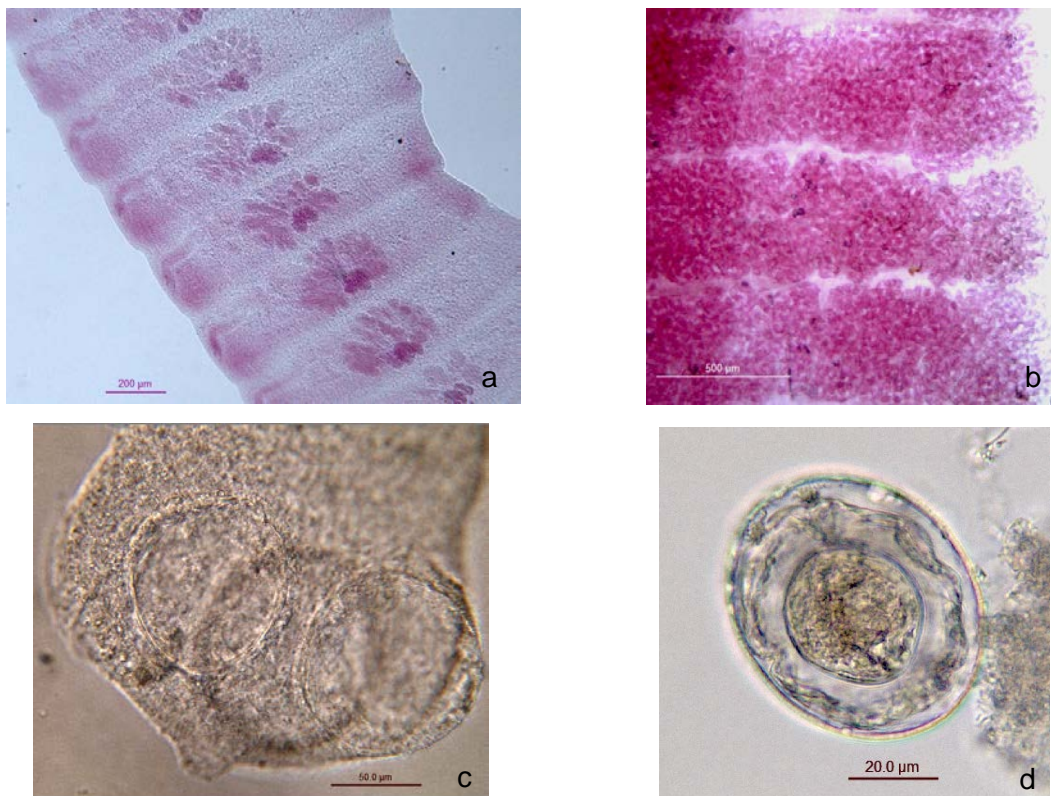
Na amostragem de exemplares para estudo morfométrico, as dimensões dos segmentos (imaturos, maduros e grávidos) (Figura 30 a/b) variaram entre os 15 cm e os 20 cm de



comprimento. O escólex apresentou em média, 225 µm de largura por 145 µm comprimento e as ventosas, 75 µm de diâmetro (Figura 30 c).

Os ovos mediram em média 58,6 µm de comprimento e 51,2 µm de largura (Figura 30 d).

Figura 30 - *Hymenolepis diminuta*. a - proglótide maduro; b - proglótide grávido com o útero repleto de ovos; c - escólex inerte; d - ovo hialino e oncosfera com três pares de ganchos.



#### 4.5.1.3 - Phylum Nematoda

##### 4.5.1.3.1 - *Nippostrongylus brasiliensis*

No presente estudo observou-se a espécie *N. brasiliensis* num exemplar de *Mus musculus* e em 28 *Rattus norvegicus*.

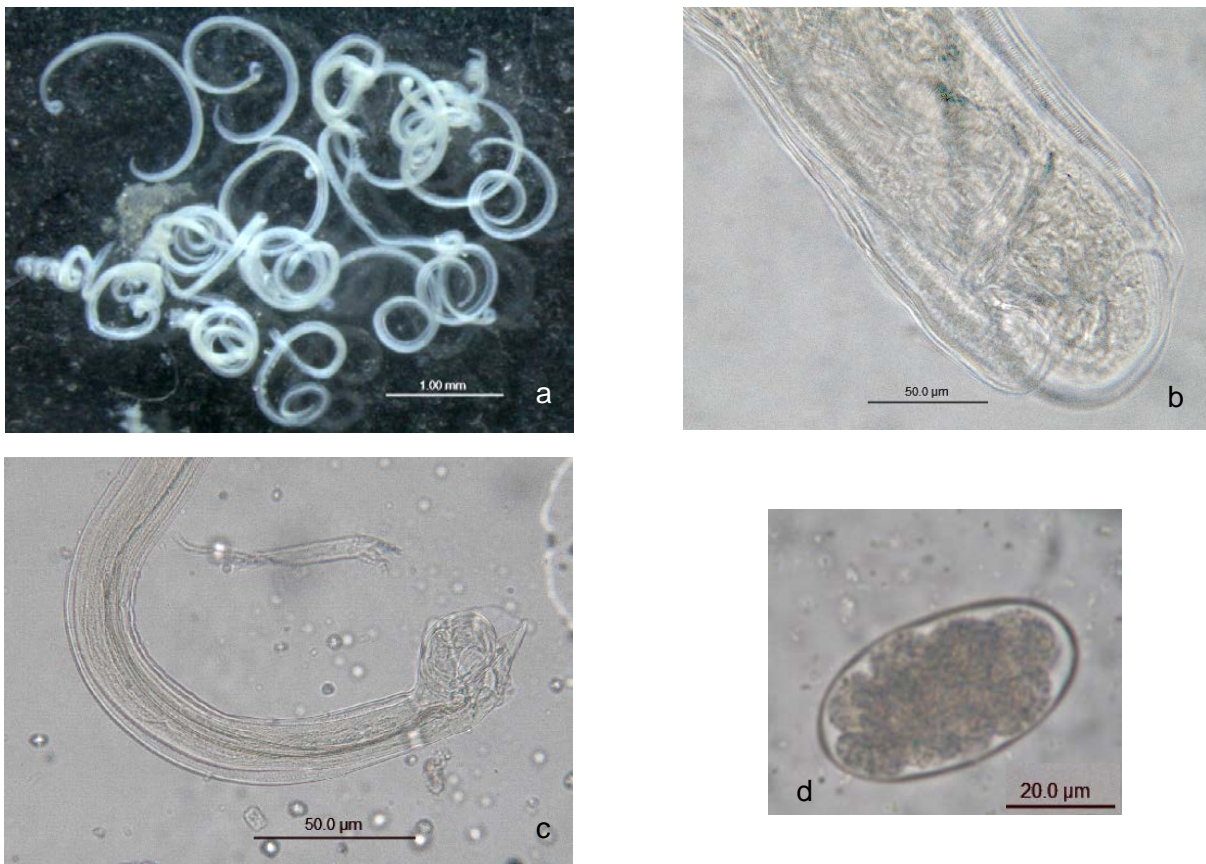
Recolheram-se um total de 288 exemplares (80 ♂♂ e 208 ♀♀), em *R. norvegicus*. Em *M. musculus* apenas se observaram ovos nas fezes.

Os exemplares de *Nippostrongylus brasiliensis* apresentaram uma forma espiralada (Figura 31 a). Na porção anterior, a zona cefálica apresentava uma dilatação cuticular e a abertura bucal trirradiada com um anel à volta (Figura 31 b).

Os machos *N. brasiliensis* possuem uma bolsa copuladora bem desenvolvida e duas espículas filiformes que mediram em média, 400 µm de comprimento (Figura 31 c).

A vulva da fêmea situa-se na região ventral e o útero estende-se ao longo do corpo, com uma fiada de ovos no seu interior. Estes apresentavam forma ovoide com 45,8 µm de comprimento por 23,5 µm de largura (Figura 31 d).

Figura 31 – *Nippostrongylus brasiliensis*. a – forma espiralada dos exemplares; b – abertura bucal trirradiada; c – bolsa copuladora do macho e espículas filiformes; d – ovo.



#### 4.5.1.3.2 - *Heterakis spumosa*

Trinta e nove dos roedores observados estavam infetados por *Heterakis spumosa*, 13 *Mus musculus* e 26 *Rattus norvegicus*.

A carga parasitária total foi de 884 exemplares (383 ♂♂ e 501 ♀♀), tendo-se recolhido 59 em *M. musculus* e 825 em *R. norvegicus*.

Os exemplares de *Heterakis spumosa* apresentam na extremidade anterior uma boca pequena rodeada por três lábios desiguais. O esófago é bem desenvolvido com um bulbo esofágico que possui um complexo valvular (Figura 32 a). Os machos apresentam na região caudal uma ventosa pré-anal (Figura 32 b) e uma estrutura papiliforme (Figura 32 c). As asas caudais, presentes na extremidade posterior são suportadas por 10 pares de papilas caudais.

As fêmeas apresentavam cinco lábios associados à vulva (Figura 33 a), com abertura mais ou menos a meio do corpo. A cauda é cônica e pontiaguda (Figura 33 b). O útero está sempre repleto de ovos (Figura 33 a) que medem em média 60,3 µm de comprimento e 43,2 µm de largura (Figura 33 c).



Figura 32 – *Heterakis spumosa*. a - extremidade anterior, bulbo esofágico com complexo valvular; b - ventosa pré-cloacal do macho; c - extremidade posterior do macho com estrutura papiliforme visível.

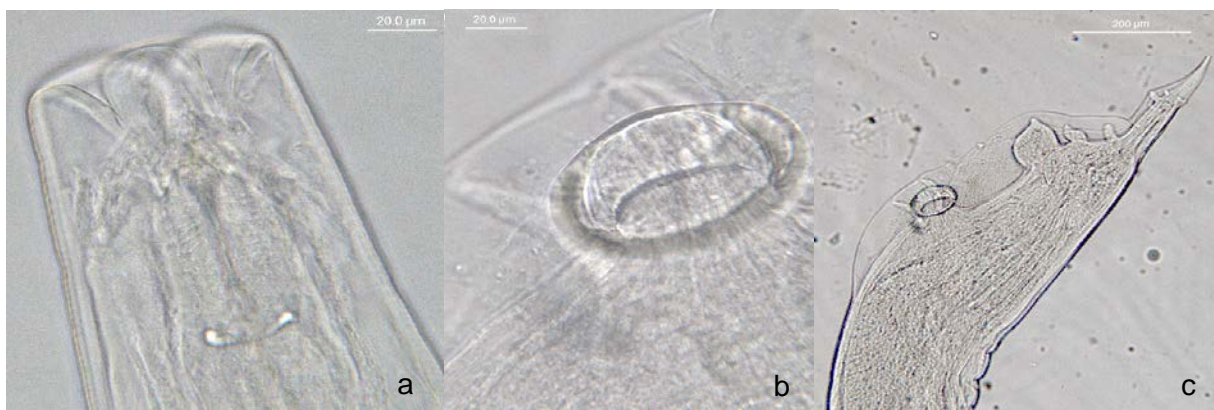
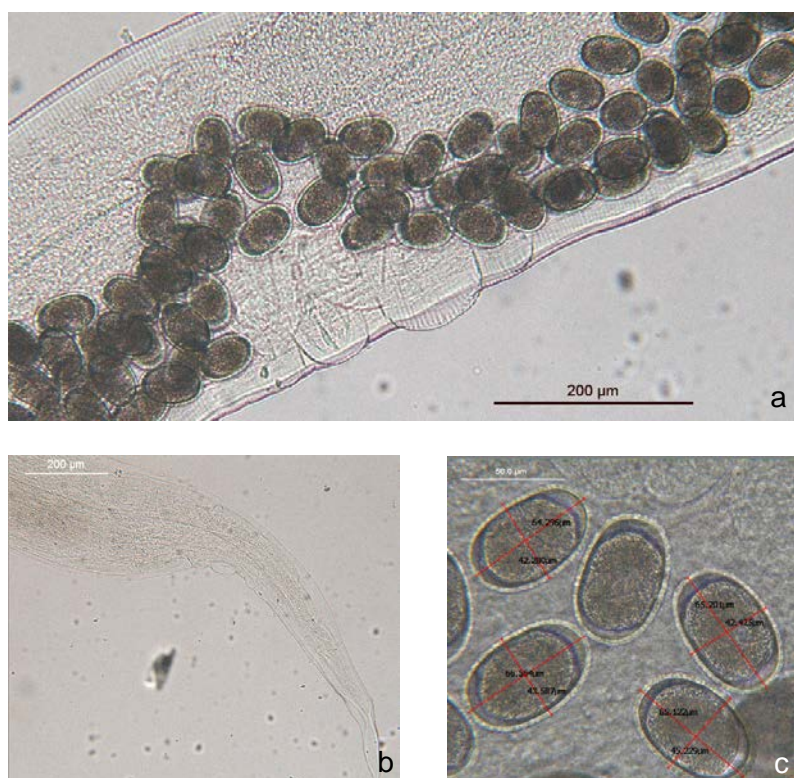


Figura 33 – Fêmea de *Heterakis spumosa*. a - vulva com formações cuticulares e útero repleto de ovos; b - extremidade posterior pontiaguda; c - morfometria dos ovos.



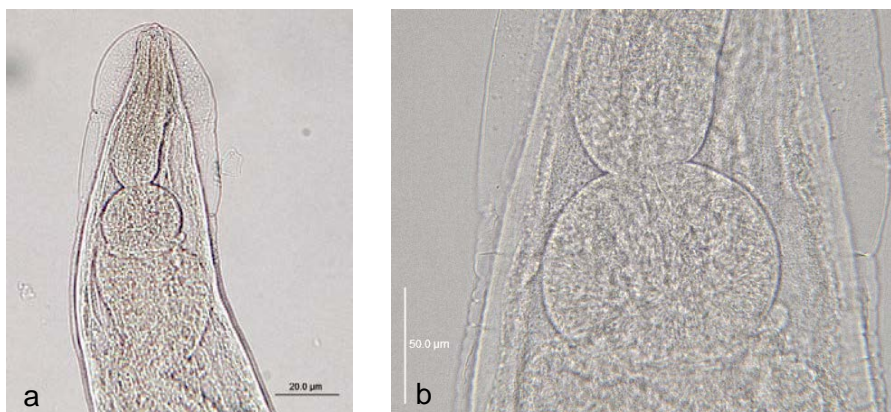
#### 4.5.1.3.3 - *Syphacia obvelata*

A espécie *Syphacia obvelata* foi observada em 37 roedores: 25 *Mus musculus* e 12 *Rattus norvegicus*.

Registrou-se um total de 638 exemplares (125 ♂♂ e 513 ♀♀), 325 em *M. musculus* e 313 em *R. norvegicus*.

Esta espécie é um nematoide de pequenas dimensões, sendo as fêmeas muito maiores que os machos. Apresenta duas dilatações cuticulares na zona cefálica (Figura 34 a). O esôfago é cilíndrico e após estrangulamento termina por um bulbo esofágico esférico (Figura 34 b). A boca é formada por três lábios distintos em posição trirradianal (Figura 34 a).

Figura 34 - Extremidade anterior de *Syphacia obvelata*. a - zona cefálica com duas dilatações e boca com três lábios; b – pormenor do esôfago e bulbo esofágico esférico, separados por constrição.



Os machos têm três dilatações mamilonadas, na face ventral do último terço do (Figura 35 a) e apresentam na extremidade posterior uma cauda extremamente encurvada e três pares de papilas caudais, um *gubernaculum* fusiforme e uma espícula longa e ligeiramente encurvada (Figura 35 b).

Nas fêmeas as asas laterais estendem-se ao longo do corpo que termina numa cauda longa e fina (Figura 35 c). Nas fêmeas grávidas o útero estava repleto de ovos em forma de banana (Figura 35 d) e com uma média de 115 µm de comprimento por 40 µm de largura.

Figura 35 - Extremidade posterior de *Syphacia obvelata*. a - três dilatações mamilonadas, na face ventral do último terço do corpo do macho; b - espícula do macho ligeiramente encurvada; c - poro genital da fêmea e extremidade posterior, longa e fina; d - útero cheio de ovos, em forma de banana.





#### 4.5.1.3.4 - *Trichuris muris*

Figura 36 – Ovo de *Trichuris muris*.

Neste estudo apenas se identificaram ovos de *T. muris* nas análises coprológicas realizadas, em três roedores, dois *M. musculus* e um *R. norvegicus*.

Os ovos de coloração amarelo acastanhada apresentavam a forma característica de limão, eram bioperculados e mediram em média, 62,2 µm de comprimento por 25,2 µm de largura (Figura 36).

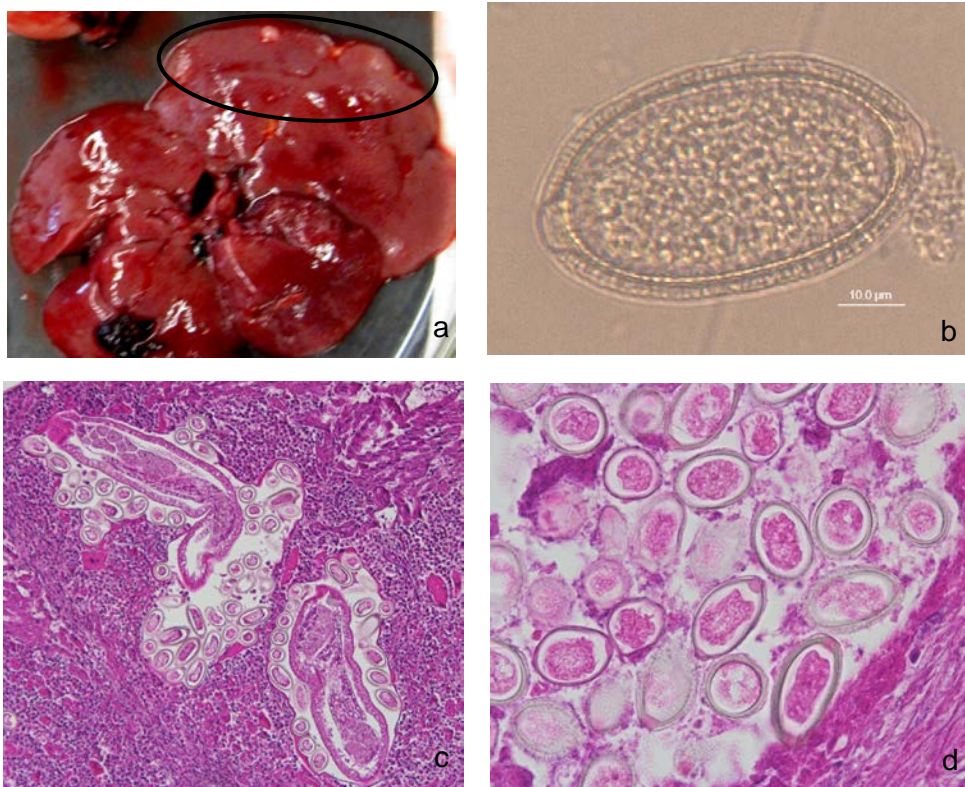


#### 4.5.1.3.5 - *Calodium hepaticum*

No presente estudo não se conseguiram recolher espécimes adultos de *Calodium hepaticum*, devido à sua fragilidade e reduzidas dimensões. Identificaram-se ovos nos esfregaços por aposição e na maceração dos fígados, com lesões macroscópicas características (Figura 37 a/b). Em corte histológico foi possível observar no parênquima hepático, ovos e adultos (Figura 37 c/d).

Os ovos desta espécie também são bioperculados, apresentaram a forma de barril e estriação radial características e mediram a fresco em média, 61,3 µm de comprimento por 32,2 µm de largura (Figura 37 b).

Figura 37 – *Calodium hepaticum*: a - fígado com lesões macroscópicas (nódulos esbranquiçados de calcificação); b - ovo a fresco, após maceração; c - ovos e adultos no parênquima hepático; d - pormenor dos ovos em corte histológico.



## 4.5.2 - Prevalência/Infecção

### 4.5.2.1 – Prevalência global e por espécie de roedor

Dos 100 roedores observados, 82 (82,0 %) apresentavam formas de eliminação parasitária, com maior número de animais positivos (84,0%) para a espécie *Rattus norvegicus*, apresentando os da espécie *Mus musculus* uma menor taxa de infecção (80,0 %) (Tabela 13). No entanto, no resultado do teste de independência do  $\chi^2$ , no qual se compararam as diferenças entre o número de roedores positivos e as duas espécies de roedores não se encontraram diferenças significativas entre estas variáveis ( $p > 0,05$ ), logo a espécie de roedor não influencia significativamente o n.º de animais positivos (Anexo 22).

Tabela 13 - Prevalência global da infecção por helmintes e protozoários intestinais nos roedores em estudo.

	N.º Obs.	Pos.	%	
			a	b
<i>M. musculus</i>	50	40	40,0	80,0
<i>R. norvegicus</i>	50	42	42,0	84,0
Total	100	82	82,0	

a - relativamente ao total das observações; b - relativamente à espécie.

As maiores prevalências amostrais foram registadas para os exemplares das espécies da Phylum Nematoda com 39,0% de registos para *Heterakis spumosa* e 37,0%, para *Syphacia obvelata*. Com exceção das espécies *Cysticercus fasciolaris* e *Syphacia obvelata*, *Rattus norvegicus* apresentou sempre prevalências superiores, com valores máximos registados para *Nippostrongylus brasiliensis* (56,0%) e *Heterakis spumosa* (52,0%). Em *Mus musculus*, o valor mais elevado foi para *Syphacia obvelata* (50,0%) seguido de *Heterakis spumosa* (26,0%) e *Calodium hepaticum* (22,0%) (Tabela 14).

Tabela 14 - Prevalência da infecção por helmintes e protozoários intestinais em função da localização no hospedeiro em estudo.

		Localização	<i>Mus musculus</i> n= 50		<i>Rattus norvegicus</i> n= 50		Total n=100	
			Pos.	%	Pos.	%	Pos.	%
CESTODA	<i>Cysticercus fasciolaris</i>	Fígado	7	14,0	4	8,0	11	11,0
	<i>Hymenolepis diminuta</i>	I D	1	2,0	16	32,0	17	17,0
NEMATODA	<i>N. brasiliensis</i>	I D	1	2,0	28	56,0	29	29,0
	<i>Heterakis spumosa</i>	Cego/IG	13	26,0	26	52,0	39	39,0
	<i>Syphacia obvelata</i>	IG	25	50,0	12	24,0	37	37,0
	<i>Trichuris muris</i>	IG	2	4,0	1	2,0	3	3,0
	<i>Calodium hepaticum</i>	Fígado	11	22,0	21	42,0	32	32,0
PROTOZOA	<i>Eimeria</i> spp.	Fezes	1	2,0	7	14,0	8	8,0
	<i>Cryptosporidium</i> sp.	Fezes	2	4,0	3	6,0	5	5,0

Através do teste da homogeneidade do  $\chi^2$ , testou-se se existiam diferenças significativas entre o número de roedores positivos para cada espécie de parasita.

O teste do revelou diferenças significativas, relativamente às espécies *Heterakis spumosa*, *Syphacia obvelata*, *Trichuris muris*, *Eimeria* spp. e *Calodium hepaticum*, para  $p \leq 0,01$ . Isto

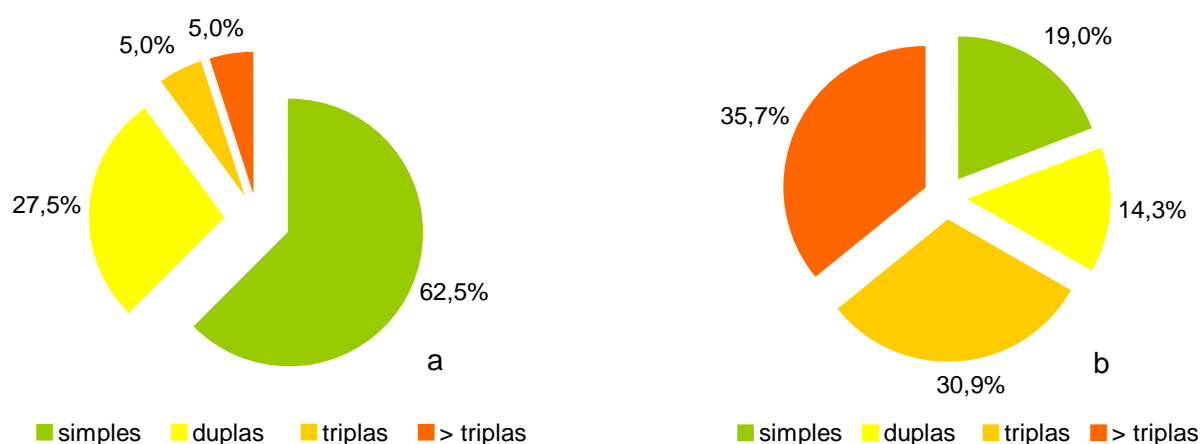
é, a espécie de roedor influencia significativamente o número de animais positivos para certas espécies de parasitas. Ainda segundo este teste, *Mus musculus* apresentou diferenças significativas ( $p \leq 0,01$ ) para as espécies *Heterakis spumosa* e *Syphacia obvelata*. Em *Rattus norvegicus* as diferenças significativas ( $p \leq 0,01$ ) foram encontradas em *Hymenolepis diminuta*, *Nippostrongylus brasiliensis*, *Heterakis spumosa*, *Syphacia obvelata* e *Calodium hepaticum* (Anexo 22).

O estudo do tipo de infecção, considerando as associações parasitárias no total dos animais observados, revelou um maior número de infecções mistas (59,7%), relativamente às infecções simples (40,3%) (Tabela 15). Por espécie de roedores, *R. norvegicus* apresentou as infecções com mais espécies parasitárias em simultâneo, com 81,0%. Por outro lado, em *M. musculus*, predominaram as infecções simples (62,5%) (Figura 38 a/b), o que foi corroborado pelo teste estatístico ( $p \leq 0,01$ ) (Anexo 22).

Tabela 15 - Infecções observadas em *Mus musculus*, *Rattus norvegicus* e no total das observações.

Infeções	<i>M. musculus</i>	<i>R. norvegicus</i>	Total	%
simples	25	8	33	40,3
duplas	11	6	17	20,7
triplas	2	13	15	18,3
> triplas	2	15	17	20,7
Total	40	42	82	

Figura 38 – Tipos de infecção observados em *Mus musculus* (a) e *Rattus norvegicus* (b).

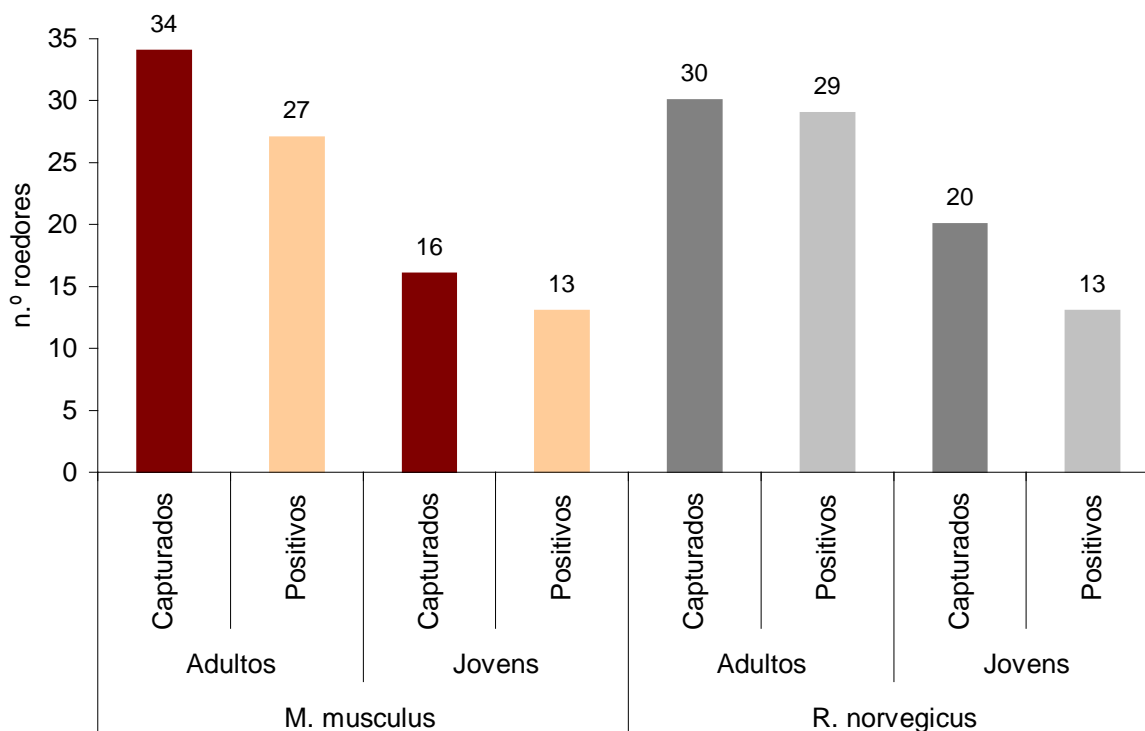


#### 4.5.2.2 – Distribuição da infecção por classe etária do hospedeiro

O estudo por classe etária e espécie de roedor, permitiu verificar que independentemente de se tratar de *M. musculus* ou *R. norvegicus*, foram os animais adultos que apresentaram sempre maior positividade (Figura 39), evidenciado no estudo estatístico que permitiu obter

uma associação significativa entre a idade e o número de roedores positivos, para  $p \leq 0,05$  (Anexo 22).

Figura 39 – Número de animais positivos, por idade e espécie de roedor em estudo.



A diversidade parasitária e o número de animais positivos por espécie parasitária foram sempre superiores nos adultos, exceto para *Trichuris muris* e *Syphacia obvelata*, respetivamente em *M. musculus* e *R. norvegicus*, onde os valores foram iguais em jovens e adultos e para *Eimeria* sp. e *Cryptosporidium* sp. em *R. norvegicus* cujos valores foram superiores nos jovens (Figuras 40 e 41).

Os resultados da análise de regressão logística nos indivíduos positivos revelaram que a diversidade parasitária foi influenciada significativamente pela espécie de roedor ( $p \leq 0,01$ ) e pela idade ( $p \leq 0,05$ ). As espécies significativas foram *H. diminuta* ( $p \leq 0,05$ ), *H. spumosa* ( $p \leq 0,01$ ) e *C. hepaticum* ( $p \leq 0,01$ ), em *R. norvegicus* (Anexo 22).

O tipo de infeção, por grupo etário revelou maior gravidade, nos animais adultos que apresentaram valores superiores nas infeções mistas (Tabela 16):

*Mus musculus* – 23,1 % nos jovens; 44,5 % nos adultos;

*Rattus norvegicus* – 69,2 % nos jovens; 86,2 % nos adultos.

Tabela 16 – Tipos de infeções (%) observadas por idade e por espécie de roedor.

	M. musculus				R. norvegicus			
	Simples	Duplas	Triplas	>Triplas	Simples	Duplas	Triplas	>Triplas
Jovens	76,9	23,1	0,0	0,0	30,8	7,7	30,8	30,8
Adultos	55,6	29,6	7,4	7,4	13,8	17,2	31,0	37,9

A análise estatística apresentou diferenças significativas apenas na espécie *Mus musculus*, para a relação entre a idade e o tipo de infecção ( $p \leq 0,01$ ) (Anexo 22).

Figura 40 – Diversidade parasitária observada em *Mus musculus*, por idade.

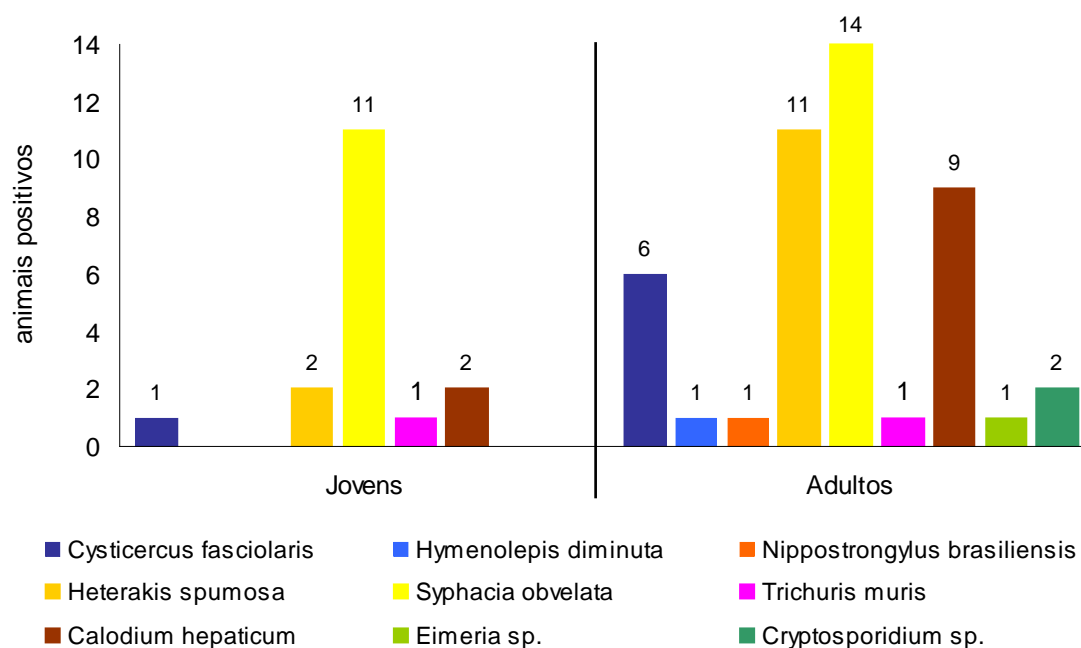
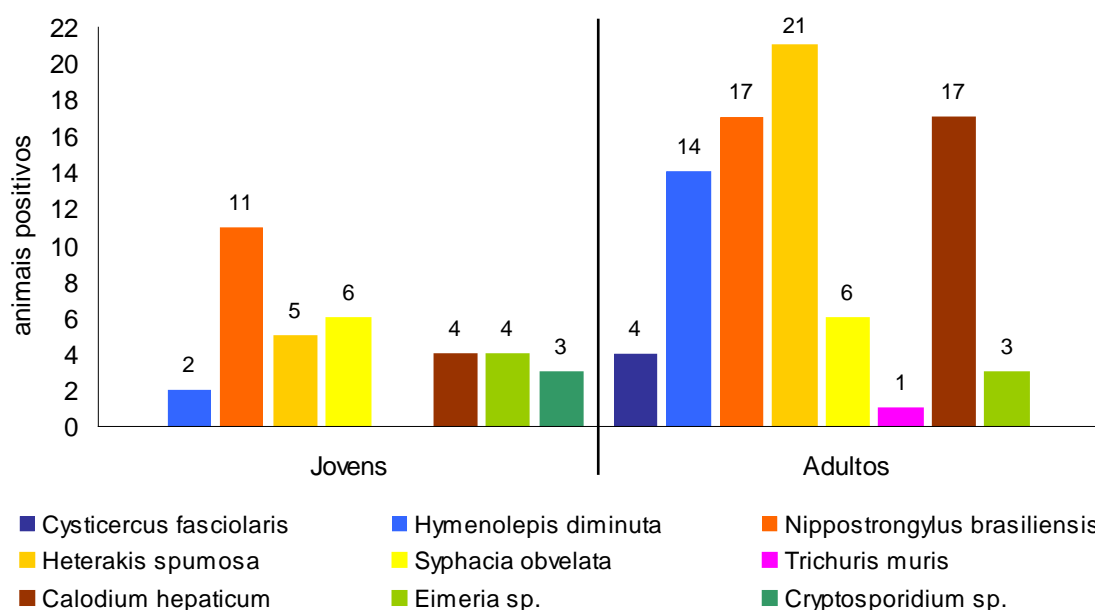


Figura 41 – Diversidade parasitária observada em *Rattus norvegicus*, por idade.

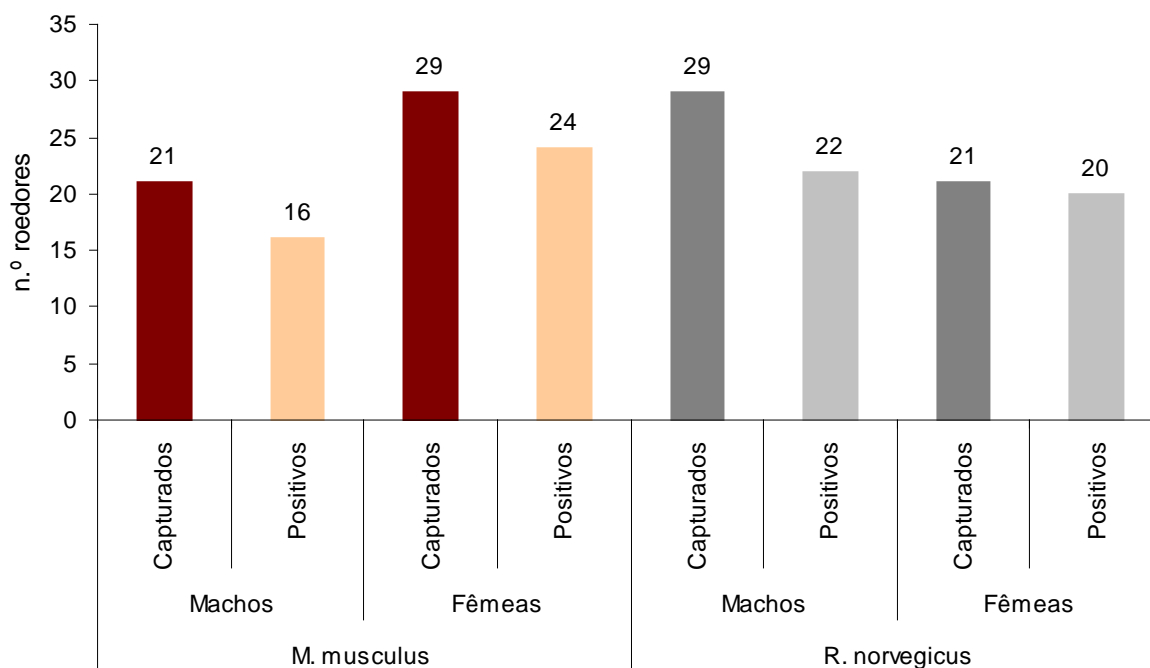


#### 4.5.2.3 – Distribuição da infecção por sexo do hospedeiro

O estudo por sexo e espécie de roedor, permitiu verificar em *M. musculus* um maior número de fêmeas com eliminação parasitária e em *R. norvegicus* um valor muito semelhante entre machos e fêmeas positivos, no entanto e tendo em conta a relação animais capturados/animais positivos, podemos também considerar nesta última espécie maior prevalência nas fêmeas (21/20 – 95,24%), relativamente aos machos (29/22 – 75,86%)

(Figura 42). No entanto, a análise estatística não permitiu associar o número de positivos entre os sexos das diferentes espécies de roedores ( $p > 0,05$ ) (Anexo 22).

Figura 42 – Número de animais positivos, por sexo e espécie de roedor em estudo.



A diversidade parasitária foi semelhante, com sete espécies presentes, em roedores machos e fêmeas de *Mus musculus*. Nos machos não se observou *N. brasiliensis*, nem *T. muris* e nas fêmeas, *H. diminuta* e *Eimeria* sp. No entanto, nas espécies comuns a ambos, os valores foram mais elevados nas fêmeas, exceto para *Cryptosporidium* sp., cujo valor foi igual (Figura 43).

Em *R. norvegicus* a diversidade também foi igual, entre machos e fêmeas, com oito espécies, embora nos machos não se tenha identificado *T. muris* e nas fêmeas *Cryptosporidium* sp. Os machos exibiram valores mais elevados para *N. brasiliensis*, *S. obvelata*, *C. hepaticum* e *Eimeria* sp., e as fêmeas, para *C. fasciolaris*, *H. diminuta* e *H. spumosa* (Figura 44). Os resultados da análise de regressão logística do número de indivíduos positivos revelaram que a diversidade parasitária não é influenciada significativamente pela espécie e sexo dos roedores ( $p \leq 0,05$ ) (Anexo 22).

Relativamente ao tipo de infecção, considerando as associações parasitárias, as fêmeas de *Mus musculus* apresentaram infecções mistas mais elevadas do que os machos (41,7% e 31,36%). Em *R. norvegicus*, os valores das infecções mistas foram semelhantes (machos 81,8% e fêmeas 80,00%). No entanto, foram as fêmeas que apresentaram maior percentagem de infecções > triplas (40,0%) (Tabela 17).

O teste de independência do  $\chi^2$ , para identificar diferenças significativas entre o número de roedores positivos e o seu sexo, indicou que apenas na espécie *Mus musculus*, o sexo afeta de forma significativa o tipo de infecção ( $p \leq 0,01$ ) (Anexo 22).

Figura 43 – Diversidade parasitária observada em *Mus musculus*, por sexo.

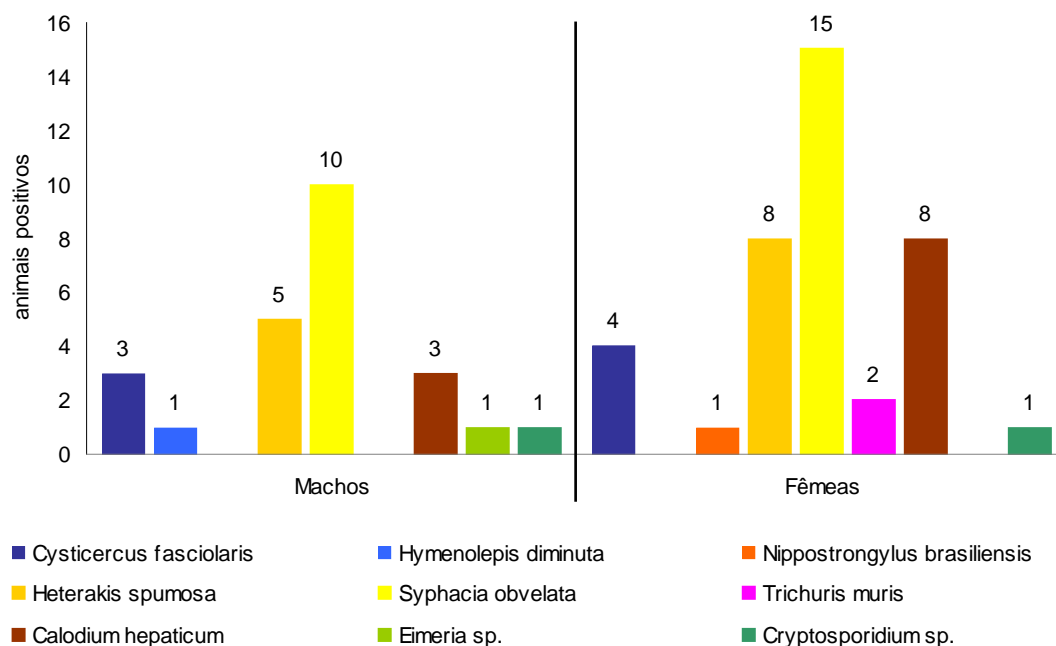


Figura 44 – Diversidade parasitária observada em *Rattus norvegicus*, por sexo.

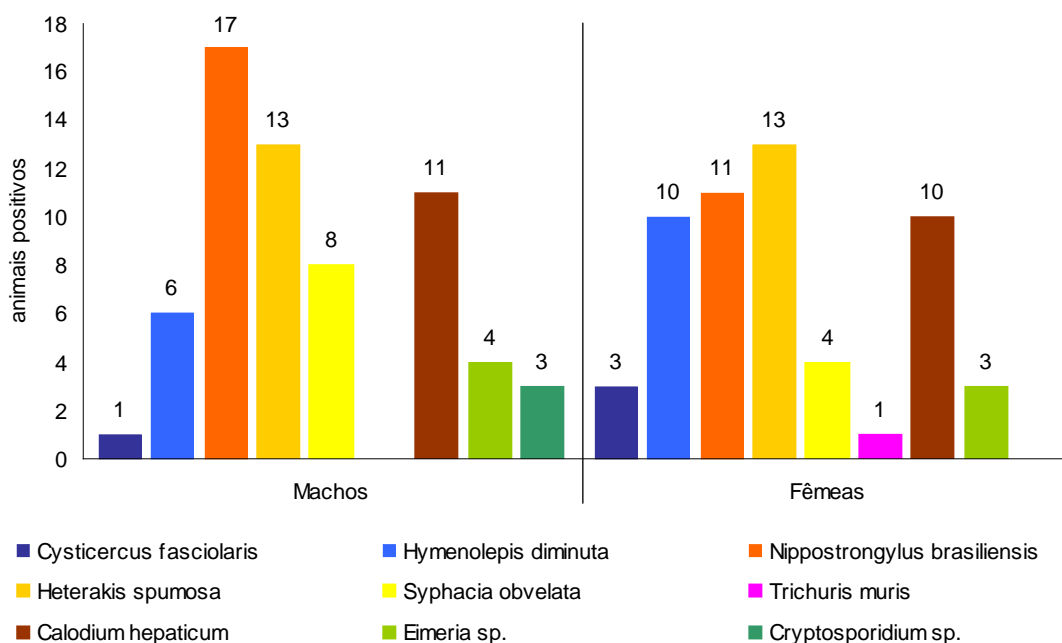


Tabela 17 – Tipos de infecções (%) observadas por sexo e por espécie de roedor.

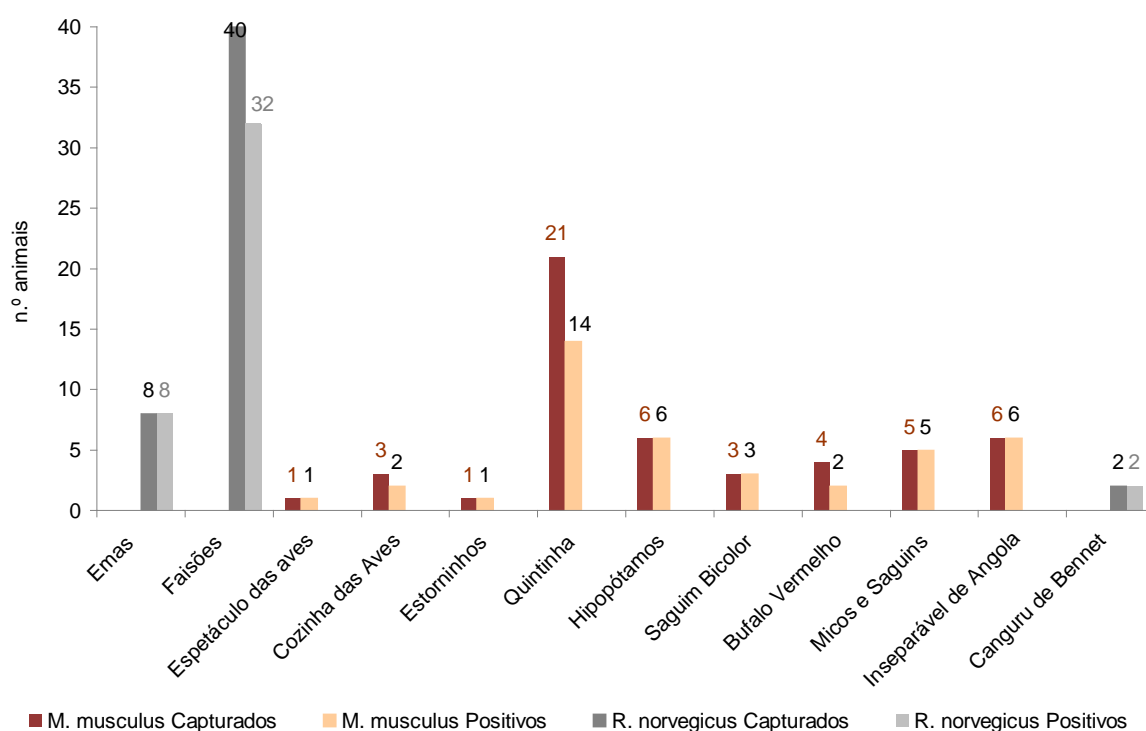
	<i>M. musculus</i>				<i>R. norvegicus</i>			
	Simple	Duplas	Triplas	>Triplas	Simple	Duplas	Triplas	>Triplas
Machos	68,8	31,3	0,0	0,0	18,2	18,2	31,8	31,8
Fêmeas	58,3	25,0	8,3	8,3	20,0	10,0	30,0	40,0



#### 4.5.2.4 – Distribuição da infecção por local de captura

Relativamente ao local e captura, em *Mus musculus*, observou-se um maior número de animais positivos na Quintinha e nas instalações dos hipopótamos e dos inseparáveis de Angola, zonas onde se capturaram mais animais. De referir ainda, que na zona do espetáculo das aves e nas instalações dos estorninhos, locais onde apenas se capturou um animal, por zona, estes apresentaram formas de eliminação parasitária (Figura 45). Já para *R. norvegicus*, capturado apenas em três zonas do Zoo, foi nos animais capturados nas instalações dos faisões que se observou maior número de roedores positivos. No entanto, nas outras duas zonas (emas e cangurus de Bennet), todos os capturados (em número muito inferior), estavam positivos (Figura 45).

Figura 45 – Número de animais capturados e positivos, por roedor e local de captura.



Analisando as figuras 46 e 47, verifica-se que independentemente da espécie de roedor em causa houve correspondência entre os locais com maior número de animais positivos e a maior diversidade parasitária. Assim, em *Mus musculus*, foram observadas sete das espécies parasitárias identificadas, nos animais positivos, capturados na Quintinha (Figura 46), e em *Rattus norvegicus* a maior diversidade parasitária, com oito espécies presentes foi determinada nos animais positivos, capturados nas instalações dos faisões (Figura 47).



Figura 46 – Diversidade parasitária observada em *Mus musculus*, por local de captura.

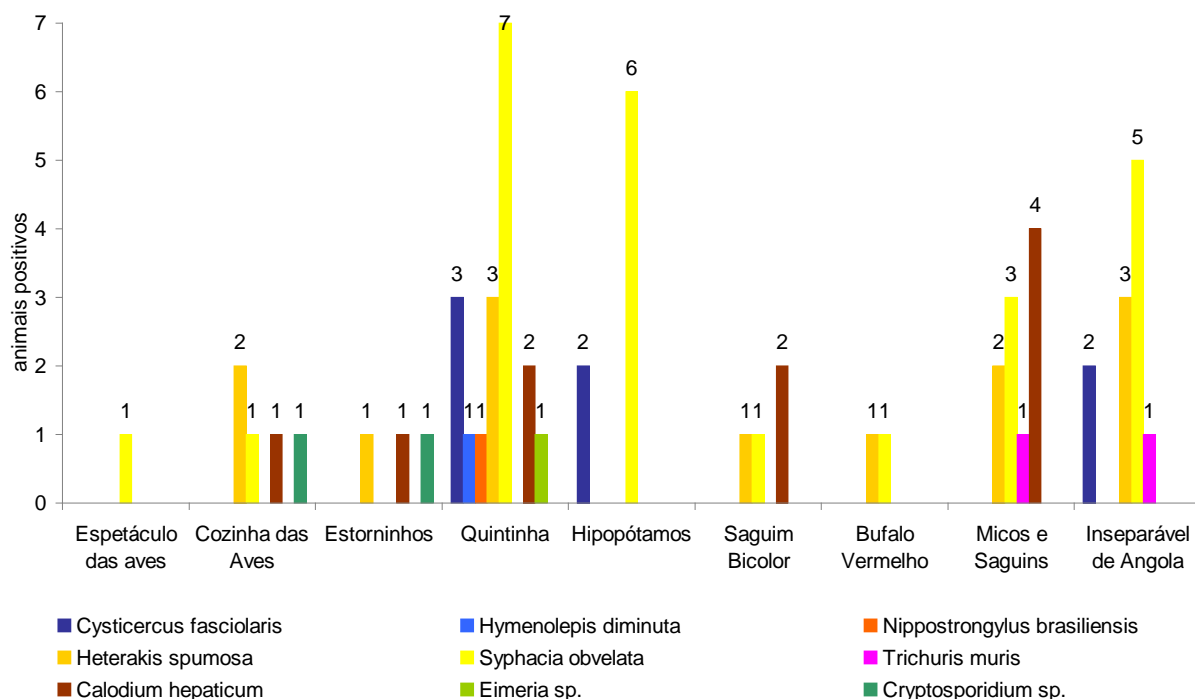
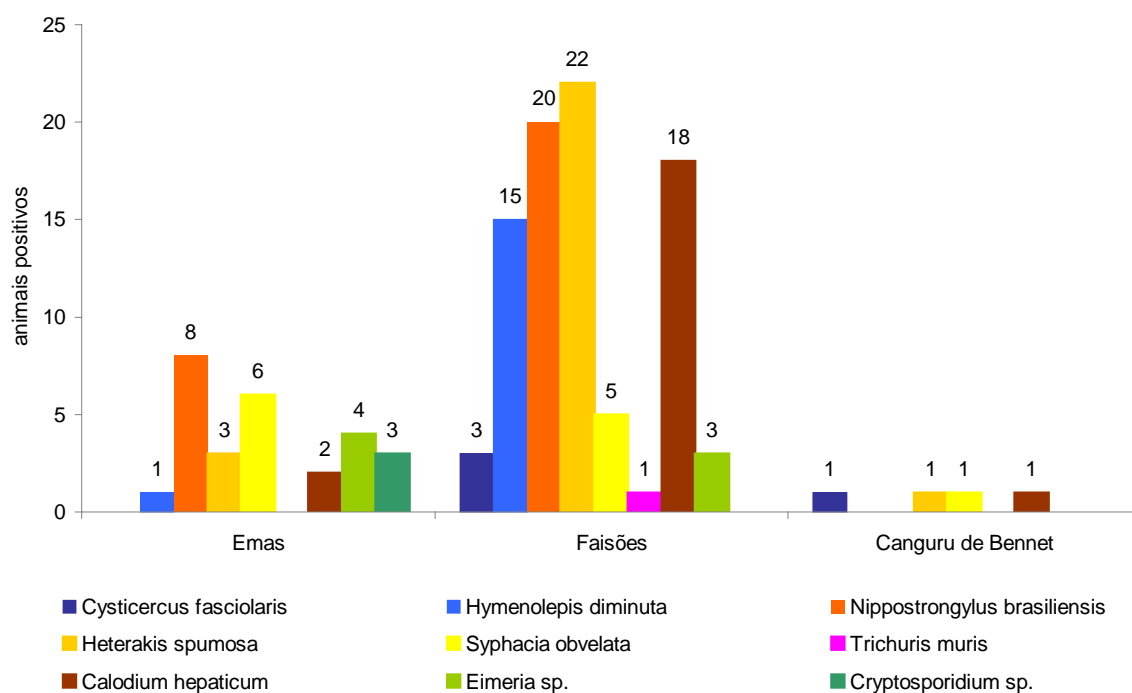


Figura 47 – Diversidade parasitária observada em *Rattus norvegicus*, por local de captura.



### 4.5.3 – Carga parasitária

#### 4.5.3.1 – Carga parasitária global

A carga parasitária não foi possível de determinar em *C. hepaticum* e nos diferentes protozoários isolados, onde a identificação se baseou na eliminação de ovos e oocistos,

respetivamente. Em *M. musculus*, para além destas, também em *H. diminuta* e *N. brasiliensis*, apenas se identificaram ovos.

Assim, com exceção de *C. fasciolaris*, as cargas parasitárias exibidas foram superiores em *R. norvegicus*, com os valores médios mais elevados para *H. spumosa* (CP=34,4) e *S. obvelata* (CP=26,1). Igualmente os valores máximos de carga parasitária foram determinados para estas duas espécies, com 124 e 97 espécimes (Tabela 18).

Tabela 18 – Carga parasitária registada por roedor e espécie parasitária (valores médios, máximos e mínimos).

	<i>Mus musculus</i>			<i>Rattus norvegicus</i>		
	CP média	CP máx.	CP min.	CP média	CP máx.	CP min.
<i>C. fasciolaris</i>	1,3	2	1	1,3	2	1
<i>H. diminuta</i>				3,3	12	1
<i>N. brasiliensis</i>				10,7	55	1
<i>H. spumosa</i>	5,4	13	1	34,4	124	1
<i>S. obvelata</i>	13,0	52	1	26,1	97	1

Os espécimes de Nematoda apresentam dimorfismo sexual acentuado e dada a importância da proporção entre machos e fêmeas, na disseminação e consequente infeção parasitária, efetuou-se esse estudo, nas espécies identificadas e onde foi possível colher parasitas adultos (Tabela 19).

Tabela 19 – Espécimes machos e fêmeas por roedor e por espécie parasita da Filo de Nematoda (valores médios, máximos e mínimos e proporção 1♂/n.º ♀♀).

	<i>Mus musculus</i>				<i>Rattus norvegicus</i>			
	CP média	CP máx.	CP min.	1♂: n.º ♀♀	CP média	CP máx.	CP min.	1♂: n.º ♀♀
<i>N. brasiliensis</i> ♂♂					3,0	20	1	
								1: 2,6
<i>H. spumosa</i> ♀♀					7,7	35	1	
								1: 1,3
<i>S. obvelata</i> ♂♂	2,3	10	1	1: 1,4	14,9	68	1	
								1: 2,3
<i>S. obvelata</i> ♀♀	3,1	10	1		19,5	65	1	
								1: 2,3
<i>S. obvelata</i> ♂♂	1,2	7	1	1: 9,8	7,9	31	1	
								1: 2,3
<i>S. obvelata</i> ♀♀					18,2	67	1	

Assim, por análise da tabela 19 verificou-se que, quer para *Mus musculus*, quer para *Rattus norvegicus*, a carga parasitária média e a média da proporção entre um macho e o número de fêmeas foi sempre superior para as fêmeas, das espécies parasitárias em causa (*N. brasiliensis*, *H. spumosa* e *S. obvelata*).

A proporção de fêmeas para um macho, em média apresentou os valores mais elevados na espécie *S. obvelata* (1 ♂: 9,8 ♀♀), registada em *M. musculus* e em *N. brasiliensis* (1 ♂: 2,6 ♀♀) em *R. norvegicus*.

#### 4.5.3.2 – Carga parasitária por classe etária

No estudo por classe etária do hospedeiro as cargas parasitárias médias variam com a espécie de roedor. Em *Mus musculus*, foram superiores para *H. spumosa* e *S. obvelata*, nos animais jovens enquanto que em *R. norvegicus*, estas duas espécies e *N. brasiliensis*, registaram as cargas maiores nos adultos (Tabela 20).

Tabela 20 – Carga parasitária registada por roedor e espécie parasitária, em função da idade dos hospedeiros.

	<i>Mus musculus</i>						<i>Rattus norvegicus</i>					
	Jovens			Adultos			Jovens			Adultos		
	CPmédia	CP máx.	CPmin.	CPmédia	CPmáx.	CPmin.	CPmédia	CP máx.	CPmin.	CPmédia	CPmáx.	CPmin.
<i>C. fasciolaris</i>	1,0	1	1	1,3	2	1				1,3	2	1
<i>H. diminuta</i>							4,5	8	1	3,2	12	1
<i>N. brasiliensis</i>							9,5	37	2	13,1	55	1
<i>H. spumosa</i>	8,0	8	8	5,6	13	1	6,5	8	6	40,0	124	1
<i>S. obvelata</i>	15,7	52	2	10,9	29	1	12,5	40	2	39,7	97	1

#### 4.5.3.3 – Carga parasitária por sexo

Os valores das cargas parasitárias médias observadas nas espécies parasitárias em estudo, em função do sexo e da espécie do hospedeiro, determinaram valores superiores para *C. fasciolaris* e *S. obvelata*, nas fêmeas, independentemente da espécie de roedor. Já *H. spumosa* apresentou os valores mais elevados, nos machos de *M. musculus* e nas fêmeas de *R. norvegicus* (Tabela 21).

Tabela 21 – Carga parasitária registada por roedor e espécie parasitária, em função do sexo dos hospedeiros.

	<i>Mus musculus</i>						<i>Rattus norvegicus</i>					
	♂♂			♀♀			♂♂			♀♀		
	CPmédia	CP máx.	CPmin.	CPmédia	CPmáx.	CPmin.	CPmédia	CP máx.	CPmin.	CPmédia	CPmáx.	CPmin.
<i>C. fasciolaris</i>	1,0	1	1	1,5	2	1	1,0	1	1	1,3	2	1
<i>H. diminuta</i>							3,3	8	1	3,3	12	1
<i>N. brasiliensis</i>							13,9	55	2	7,3	42	1
<i>H. spumosa</i>	8,8	13	2	4,0	11	1	30,0	124	2	38,8	111	1
<i>S. obvelata</i>	11,9	39	2	13,7	52	1	17,0	42	2	44,3	97	1

## **5 – DISCUSSÃO**

### **5.1 – Higiene e segurança praticadas no Jardim Zoológico de Lisboa**

Desde os anos 90 do século passado que a administração do Jardim Zoológico tem providenciado no sentido do melhoramento das infraestruturas e dietas dos animais e, ainda, na introdução, nas instalações, de mobiliário e materiais mais naturais e adequados a cada espécie. Houve também a preocupação na contratação de pessoal experimentado e na formação aos tratadores, através de cursos especializados, baseados nas técnicas de manejo recentes e destacando programas de enriquecimento ambiental (Dias & Cortinhas, 1992).

Segundo a WAZA (2005), a criação de animais silvestres deve ser feita através da sua manutenção em instalações inovadoras e nas melhores condições de bem-estar, dando-lhes a possibilidade de desenvolverem todos os comportamentos que lhe são característicos, individualmente e em grupo, da forma mais aproximada possível à que fariam como se estivessem na natureza.

Através das observações realizadas e da análise das respostas obtidas no inquérito, pode-se inferir que o protocolo de manejo, higiene e sanidade implementado no Jardim Zoológico de Lisboa vai ao encontro do preconizado por vários autores havendo a preocupação no cumprimento de todas as regras básicas de higiene e segurança, no entanto, alguns aspetos poderiam ser melhorados.

Assim e de acordo com Corrigan (2001) os restos de comida devem ser recolhidos das instalações ao final de cada dia, ação não praticada no parque em estudo onde apenas antes da reposição diária de alimento, se tem o cuidado de retirar o que sobrou do dia anterior e limpar os comedouros e bebedouros.

Acerca das respostas ao inquérito, verificou-se que a maioria dos tratadores estão adstritos ao setor dos herbívoros, aquele que apresenta maior necessidade de apoio, nomeadamente na administração do alimento, pois integra um número muito elevado de espécies e de animais, dispersas por todo o zoo e ocupando uma grande área.

O predomínio do grupo etário entre os 31 e os 40 anos deve-se à aposta da Direção Zoológica na entrada de jovens, com mais formação (maioria 12.º ano e 14 % Bacharelato ou graus acima), nos últimos cinco anos. Igualmente se verifica a aposta na formação contínua com a frequência de cursos, maioritariamente ministrados na Instituição ou sob sua responsabilidade. Esta formação contínua aos tratadores é extremamente importante, sendo parte integrante dos programas de biossegurança em zoos (Cubas et al., 2007). Dado que os tratadores podem ter mais do que um setor a seu cargo, em altura de férias ou por outros impedimentos, os cursos incidem em temáticas de manejo, comportamento e bem-estar animal, virados para determinadas espécies.

Em relação ao vestuário, quase todos os tratadores têm vestuário próprio de trabalho, no entanto, a grande maioria lava o vestuário em casa, contrariamente ao aconselhado: o material, equipamento e vestuário deve ser individual, mudado diariamente e sujeito a lavagem no local de trabalho, a fim de evitar possível contaminação de outros e problemas de saúde pública (Cubas et al., 2007). Também, relativamente ao uso de máscara quando lidam com produtos tóxicos ou irritantes, apesar da maioria referir a sua utilização, 44,7% não utilizam. Este resultado pode ter a ver com o facto de os tratadores repartirem tarefas entre si e nem todas as instalações requerem o uso desses produtos.

## 5.2 – Pragas do Jardim Zoológico de Lisboa

As pragas e os graus de infestação encontrados foram os esperados para parques desta natureza, que de acordo com Corrigan (2001) reúnem as três condições de sobrevivência (alimento, abrigo e água), sendo classificados de entre os que apresentam as maiores dificuldades para o seu controlo (Anexo 11). De entre as pragas identificadas (roedores, aves e insetos), salientaram-se os roedores como os mais graves, não só pelos prejuízos económicos que acarretam (destruição de instalações e equipamentos, furto dos alimentos das espécies da coleção zoológica, medidas no seu controlo), mas também pela predação de algumas espécies e serem portadores de agentes de doenças transmissíveis, quer aos outros animais, quer ao próprio Homem, como se evidenciou no estudo parasitário efetuado (ponto 4.5). Estes factos são corroborados por diversos autores como: Collins & Powell (1996) e Corrigan (2001).

Nos roedores, apenas se identificaram as espécies *M. musculus* e *R. norvegicus*. A ausência da espécie *R. rattus*, pode ser explicada pelo facto da dominância de *R. norvegicus* sobre ele. De acordo com Almeida (2008), apesar de aparentemente estas duas espécies poderem ser alternativamente dominantes num dado meio, *R. rattus*, tem sido largamente deslocado, quer pela ação de *R. norvegicus*, mais agressivo, quer pelo incremento dos programas de controlo químico.

Os graus de infestação das pragas determinados pelas respostas dos tratadores podem ter várias explicações. Assim, apesar de *M. musculus* poder ser encontrado em todos os locais, desde que tenha abrigo e alimento (Mathias, 1999) a maior gravidade para esta espécie foi determinada no interior das instalações (grau 4) uma vez que é presa fácil de *R. norvegicus*, que se localiza principalmente nos exteriores, como veremos mais à frente, evitando a co-habitação. Segundo Latham & Mason (2004) os ratinhos caseiros têm medo de espécies de roedores de maior porte, porque muitas vezes são mortos e predados por estes últimos.

Os setores onde se observaram maiores graus de infestação, independentemente da área interior ou exterior das instalações para esta espécie de roedor foram: os setores das aves e espetáculo das aves, dos marsupiais/Quintinha, dos pequenos primatas e dos grandes herbívoros. Estes valores podem-se justificar pelos tipos de substrato e vegetação das

instalações, locais onde podem fazer ninhos, e alimentação destes animais. Nos três primeiros setores referidos existem cozinhas para preparação de alimentos, onde, apesar de todos os cuidados de higiene e preocupação na eliminação dos resíduos orgânicos, há muito alimento disponível e de maior apetência para esta espécie de roedor (sementes e frutos). Os setores das aves e dos pequenos primatas têm instalações onde o substrato é casca de pinheiro e terra, uma combinação perfeita para o aparecimento de ninhos, e a casca de pinheiro ótima para roer. Segundo Corrigan (2001) os roedores têm fisiologicamente necessidade de roer, devido ao crescimento contínuo dos dentes (0,4 mm/dia), perdendo cerca de 5% da sua atividade diária a fazê-lo.

No caso dos setores dos marsupiais/quintinha e dos grandes herbívoros algumas das instalações têm locais onde se armazenam fardos de palha, local que esta espécie de roedor usa de preferência para fazer ninhos. *M. musculus* é uma espécie granívora, podendo-se alimentar de frutos caso os tenha à sua disposição e os ninhos são feitos em cavidades cavadas na terra, em paredes ou no soalho, forrados a vegetação, papel ou substratos macios (Mathias, 1999).

No caso da espécie *Rattus norvegicus*, existe claramente uma dominância do grau 1 (menor grau) na infestação dos interiores pois é uma espécie que prefere fazer ninhos em substratos de terra e os substratos dos interiores são principalmente em cimento. Provavelmente poderá aparecer no interior apenas de passagem ou para se alimentar. No caso do exterior, temos os maiores graus de infestação, com uma dominância do grau 5 o que é muito grave. A maioria dos setores referiu esta situação com exceção dos setores dos herbívoros e grandes herbívoros, do armazém alimentar e do reptilário. Estes dois últimos constam principalmente de zonas fechadas, com pouco acesso ao exterior e com substratos predominantemente de cimento e sem vegetação. No caso dos herbívoros e grandes herbívoros, o tipo de alimento disponível, não é o preferido de *Rattus norvegicus*, mas sim de *M. musculus* como já referido. Em todas as zonas exteriores das outras instalações existem alguns fatores que favorecem muito o seu aparecimento, nomeadamente a alimentação muito variada pois predominam as espécies omnívoras cuja alimentação é rica em frutas, legumes e alguma carne e o substrato de terra e casca de pinheiro e vegetação rasteira abundante e nalguns casos com arbustos e árvores de médio porte, favorável à escavação de galerias e esconderijos para a criação de ninhos. A espécie *Rattus norvegicus* é omnívora e prefere fazer ninhos no subsolo normalmente perto de vegetação (Mathias, 1999; Burnie, 2001; MacDonald & Tattersall, 2001).

No setor das aves e pequenos primatas, no caso das instalações que têm o substrato de terra e casca de pinheiro tal como já foi referido anteriormente, esta combinação proporciona um ótimo local para o aparecimento de ninhos e ainda dificulta a sua identificação.

Na apreciação das respostas dos tratadores relativas às pragas de aves (pombos, gaivotas e pardais), obteve-se a dominância do grau 1 (menor gravidade) em todas, quer no interior quer no exterior das instalações, exceto para a presença de pombos no exterior (40,5 % de registos nos maiores graus – 4/5). Isto pode-se explicar facilmente porque as aves não conseguem aceder às zonas interiores das instalações. Por outro lado, no caso das gaivotas, estas apenas aparecem quando da alimentação de certas espécies, aproveitam-se do alimento, fugindo logo a seguir. Situação idêntica passa-se com os pombos e os pardais, no entanto, existem bandos de pombos que residem e fazem os ninhos no Jardim Zoológico.

Na apreciação por setores, aqueles que tiveram graus mais elevados e requerem especial atenção para a presença de pombos, no exterior, foram: as instalações das aves, dos herbívoros e grandes herbívoros e dos pequenos primatas. No caso das instalações das aves tem a ver com o seu tipo de alimentação (fruta, legumes, alimentos compostos cereais e sementes) que é a ideal para outras aves, como os pombos. No exterior das instalações dos herbívoros e grandes herbívoros, os pombos vão-se alimentar das sementes do feno e dos alimentos compostos. Além disso estas instalações são de grande dimensão devido ao tamanho dos animais e têm árvores de grande porte que servem de poiso aos pombos. Estes animais empoleiram-se preferencialmente em zonas altas (Batista et al., 1997) e são vistos frequentemente a voar à volta de árvores de grande porte situadas em zonas onde seja fácil o alimento que é principalmente à base de sementes de gramíneas, grãos e fruta (Batista et al., 1997). As instalações exteriores dos pequenos primatas reúnem as condições já referidas, acrescidas, nalguns casos, da presença de ilhotas com água e vegetação alta abundante, zonas atrativas para os pombos poisarem e beberem água.

No caso dos insetos, predominou o menor grau (grau 1) em todas as pragas identificadas (baratas e formigas), tanto no interior como no exterior, no entanto com uma tendência para maior gravidade no interior para o caso das formigas. Um dos setores que teve maior gravidade foi o do espetáculo das aves no interior. Isto deve-se ao facto da cozinha deste setor se encontrar rodeada de vegetação e terra à volta do edifício, local ideal para os ninhos e por outro lado, pelo facto de ali se encontrar à disposição. Para esta situação recomenda-se, ou a limpeza regular da área envolvente a este edifício, ou a sua pavimentação. Outro setor que apresenta alguma preocupação na área interior pela presença de formigas é o dos pequenos primatas, pelo facto da sua alimentação ser muito rica em legumes e frutos. As formigas têm um regime alimentar variado, à base de vegetais e maior parte delas nidifica em terra, mas existem espécies arborícolas (Borror et al., 1992; Zina, 2008).

Os valores baixos de infestação reportados para as baratas devem-se principalmente aos seus hábitos notívagos e ao costume de se abrigarem em frestas e locais quentes, húmidos

e próximos a alimentos, preferindo as redes de esgotos, o que dificulta a sua visualização (Robinson, 1996).

Para além destas pragas ainda foram referidas outras pelos tratadores, consideradas de menor importância: os pavões, os patos, as moscas domésticas e as moscas da fruta. De salientar que os pavões e os patos são espécies pertencentes à coleção zoológica e que se encontram à solta pelo zoo, sendo o seu controlo mais delicado e da responsabilidade dos curadores ou médicos veterinários, tal como as outras espécies da coleção zoológica. No entanto, considera-se que devem ser tomadas algumas medidas para controlar estas populações com a finalidade de evitar que prejudiquem as outras espécies.

### **5.2.1 – Controlo de pragas**

O controlo de pragas implementado no Jardim Zoológico de Lisboa segue o preconizado pelos autores que têm desenvolvido trabalhos nesta temática, isto é, um controlo integrado que inclui medidas internas, externas e mistas (Collins & Powell, 1996; Hosey et al., 2009).

No entanto, pelo inquérito realizado, verificou-se que a maioria dos tratadores desconhece ou refere a inexistência de medidas de controlo de pragas no zoo, com exceção de medidas contra os roedores, em que a maioria sabe da existência de uma empresa externa de controlo e de outros métodos internos (55,3 %). Esta situação deveria ser revertida, por um lado porque ao desconhecerem a existência da aplicação de substâncias tóxicas para as quais têm de tomar alguns cuidados especiais, não só podem prejudicar as espécies de que são responsáveis, como também podem-se prejudicar a si mesmos. Por outro lado, segundo Corrigan (2001) os tratadores são a entidade imediatamente a seguir ao responsável pelo controlo de pragas que necessitam de ter conhecimentos consistentes, quer das pragas existentes quer dos melhores métodos para o seu controlo. O mesmo autor e Kleiman et al. (2010) consideram ainda que os tratadores devem ser a primeira linha de combate e de prevenção a pragas.

Apesar dos tratadores fazerem ações de formação frequentes, tem-se conhecimento que nenhuma foi realizada nesta área, pelo que se reforça neste ponto a necessidade urgente da realização de formação, interna ou externa, sobre métodos de prevenção e controlo de pragas, obrigatória para todos os tratadores de Jardim Zoológico de Lisboa com vista ao conhecimento das pragas existentes, dos métodos de prevenção e combate usados (mesmo que optem por não os realizar) e de quais as empresas externas responsáveis pelo seu controlo. De acordo com Cubas et al. (2007) e Rees (2011), na formação e educação dos tratadores considera-se de grande importância que as ações de formação incidam também, no estudo das espécies de pragas existentes para uma melhor deteção e controlo das mesmas.

Recomenda-se a criação de um *dossier* de controlo de pragas no zoo. Neste registo devem constar:



- a descrição de cada instalação sobre a análise de pragas existentes, sua intensidade de ocorrência e principais danos ou incómodos, localização de locais de alimentação e abrigos de cada espécie de praga;
- a descrição dos tipos de armadilhas e os princípios ativos preconizados para monitorização e controlo;
- a periodicidade da verificação das armadilhas e das intervenções;
- um mapa com a localização exata das armadilhas, por instalação;
- arquivo das fichas de inspeção e intervenção (Anexo 23) agrupadas por setor;
- fichas técnicas de segurança dos produtos utilizados;
- um mapa com a totalidade das armadilhas montadas e respetiva numeração.

Com a organização deste dossier/manual, facilita-se o conhecimento, a consulta e uma pronta intervenção, com vista a uma melhoria e um correto controlo das pragas existentes. Estas medidas são salientadas por Corrigan (2001) e Rees (2011) nos seus estudos em roedores.

#### **5.2.1.1 – Controlo de roedores**

O controlo de roedores no Jardim Zoológico é realizado através de medidas internas a cargo do responsável pelo controlo de pragas e através de uma empresa externa. De acordo com Collins & Powell (1996) e Corrigan (2001) a melhor maneira de se realizar o controlo de pragas, num parque zoológico resulta da colaboração entre os trabalhadores do zoo e o pessoal da empresa externa.

Neste controlo, são usadas principalmente armadilhas químicas ou mecânicas com telas adesivas. Os mesmos autores defendem que as armadilhas químicas apenas devem ser usadas num zoo como último recurso e que o combate deve ser efetuado pelo uso de armadilhas mecânicas e de medidas intensivas de higiene e de prevenção. No entanto, Corrigan (2001) defende ainda que as armadilhas químicas são indispensáveis no controlo de roedores em zoos e podem ser usadas de forma bastante segura caso o seu controlo e gestão sejam adequados. Refere que nunca se devem colocar armadilhas nas instalações com os animais lá dentro, e caso seja feita uma desratização, esta deve ser realizada com os animais recolhidos, sendo seguida de uma forte limpeza e desinfeção.

Por outro lado, outros autores são a favor do uso exclusivo dos meios mecânicos pois são menos dolorosos e ambientalmente melhores do que o recurso aos produtos químicos (Kern, 1997).

O maior número de armadilhas, tanto mecânicas como químicas, para o controlo de roedores no zoo, localiza-se na Direção Zoológica e Veterinária, estando a maioria delas (66,1%) nas instalações de quatro setores: dos pequenos primatas (24 – 23,3%), das aves (15 – 14,6%), dos carnívoros (15 – 14,6%) e da Nutrição (14 – 13,6%). Por um lado, esta situação tem a ver com os níveis de infestação de roedores aferidos nas respostas ao

questionário que identificaram as zonas das aves e pequenos primatas como umas das prioritárias e mais necessitadas de um bom controlo, pelo que se recomenda o aumento do número de armadilhas. Por outro lado, no caso do setor dos carnívoros, a dieta destes animais é à base de carne que de todos os alimentos dados aos animais do zoo, é dos mais apetecidos pela espécie *Rattus norvegicus*. Quanto ao setor da nutrição, é neste que se encontra toda a variedade de alimentos e é onde são preparados e posteriormente distribuídos aos animais. *R. norvegicus* alimenta-se de uma grande variedade de alimentos dos quais se salientam pequenos mamíferos, anfíbios, ovos de aves, restos de carne e ossos, cereais e sementes, fruta, restos de animais mortos, peixes e restos de comida humana e *M. musculus* prefere sementes e outros tecidos vegetais mas insetos e até tecidos de vertebrados podem ser incluídos na dieta (Burnie, 2001; MacDonald & Tattersall, 2001), alimentação disponível no setor referido.

No setor das aves e pequenos primatas, nas instalações que têm o substrato de terra e casca de pinheiro, esta combinação proporciona um ótimo local para o aparecimento de ninhos e ainda dificulta a sua identificação.

Um boa medida a implementar seria aumentar a quantidade de cimento por baixo da terra, diminuindo a quantidade de terra de modo a não prejudicar o bem-estar das espécies residentes e não permitindo aos roedores, particularmente a *R. norvegicus*, de fazerem ninhos. No caso das instalações dos grandes primatas e pequenos primatas observou-se que muitos destes roedores entram para as instalações por tubos e canos de esgoto. Assim, de acordo com Corrigan (2011) sugere-se uma verificação frequente das canalizações e a colocação de redes de arame finas que impeçam a entrada dos roedores nas instalações.

Durante o estágio foram encontradas armadilhas, tanto químicas como mecânicas encharcadas em água e outras completamente abandonadas com cadáveres de roedores no seu interior. Segundo Collins & Powell (1996) uma má gestão das armadilhas implica problemas de infeções e produção de contaminantes que podem prejudicar não só os animais do zoo, como também os trabalhadores e visitantes; além disso as armadilhas ao serem molhadas ou contendo cadáveres já há muito tempo, perdem completamente o seu efeito e até podem ficar danificadas.

Também se verificou que nenhuma das armadilhas estava numerada e no caso das armadilhas químicas, muitas não estavam identificadas com o sinal de aviso de perigo e do princípio ativo utilizado, nem constava a data da última inspeção.

Assim e de acordo com Collins & Powell (1996) e Corrigan (2001) recomenda-se ao zoo que providencie no sentido de que as armadilhas que possui sejam numeradas por setores para que haja um melhor controlo e facilite o trabalho dos tratadores do zoo e do pessoal da empresa externa. Também se deve alertar a empresa do resto das informações que faltam nas armadilhas e que as coloquem o mais depressa possível.

No zoo de Lisboa o controlo dos roedores feitos pelas armadilhas mecânicas do tipo *Sherman* para a captura da espécie de *Mus musculus* é o aconselhado pois estas armadilhas são adequadas para pequenos roedores e ainda podem capturar alguns insetos rastejantes como baratas (Corrigan, 2001).

As armadilhas do tipo *Sherman* são as mais usadas pois são de baixo custo, de rápida limpeza, renovação e inspeção e cada uma tem a capacidade de capturar mais do que um roedor. No entanto, também apresentam desvantagens: requerem uma inspeção e limpeza regular, que para o caso do uso em parques zoológicos recomenda-se que seja semanal, para que as carcaças de roedores sejam recolhidas rapidamente. Se um rato sente o cheiro da putrefação de outro rato dentro da armadilha não entra lá e a armadilha perde o seu efeito (Corrigan, 2001). O mesmo autor sugere ainda que as armadilhas devem ser recolhidas antes das limpezas e recolocadas no fim, e de 2 em 2 meses devem-se mudar de zona.

Do levantamento efetuado no zoo de Lisboa, verificou-se que de um total de 158 armadilhas, 27 são armadilhas mecânicas para roedores e destas apenas três são para *Rattus norvegicus*, sendo as restantes 24 para *Mus musculus*. Os setores que apresentaram maiores problemas de infestação para esta última espécie foram os dos pequenos primatas, da Quintinha/marsupiais, das aves, do espetáculo das aves e dos herbívoros e grandes herbívoros. Nestes setores, apesar de terem montadas a grande maioria das armadilhas mecânicas, continuam com elevados níveis de infestação. Recomenda-se então o uso de mais armadilhas mecânicas nestes setores e/ou uma avaliação das armadilhas existentes com vista a identificar o problema (ineficácia de isco/princípio ativo; localização incorreta das armadilhas; acesso fácil ao alimento). Esta recomendação estende-se também ao armazém de feno do setor da nutrição, outro local problemático pois proporciona o aparecimento de roedores. O aparecimento de muitas infestações de roedores em locais onde há animais, tem a ver com o serem transportados dentro do feno e de fardos de palha (Corrigan, 2001).

Dentro dos armazéns alimentares do zoo, as armadilhas devem estar devidamente colocadas e distribuídas para obter o máximo efeito, pois nestes locais existe muito alimento disponível. Nos armazéns também devem existir várias medidas de prevenção que impeçam a entrada de roedores que de acordo com Corrigan (2001) são as seguintes: limpeza da vegetação à volta do edifício, vedar todos os pontos de entrada e saída e colocar os sacos de ração e fardos de feno e palha, em cima de estrados para evitar o contacto direto com o solo.

As armadilhas mecânicas para a espécie *Mus musculus* devem ser colocadas em locais que obedecem aos hábitos dos animais, para que estes percam a sua timidez e as encontrem com maior facilidade (Vaz, 2010; Corrigan, 2001). No zoo a grande maioria das armadilhas estavam bem localizadas e eram capturados roedores com frequência.

As armadilhas mecânicas usadas no zoo para captura de *Rattus norvegicus* são armadilhas de captura de pequenos mamíferos, que não são as mais indicadas para esta espécie, que ainda por cima, é difícil de cair em armadilhas (Taylor, Hammond & Quay, 1974). Assim, considera-se que controlo de *Rattus norvegicus* no zoo deve focar-se principalmente nas medidas de combate interno, na utilização de armadilhas químicas e em medidas de prevenção visto que as armadilhas mecânicas não têm trazido grandes resultados para a sua captura.

Para o controlo mecânico ainda há as armadilhas de mola. No entanto, em espécies de roedores muito grandes (*R. rattus* e *R. norvegicus*) podem não dar resultado pois os animais são suficientemente fortes para se soltarem, podendo também haver problemas relacionados como bem-estar animal, tornando-se num método desumano, já que muitas das vezes os roedores são encontrados com vida, a debaterem-se para se libertarem e, eventualmente, a morrerem por desidratação. Estes problemas de sensibilidade individual e de bem-estar animal, também podem ocorrer com o uso de telas adesivas (Corrigan 2001).

No zoo de Lisboa, a maioria das armadilhas utilizadas são as químicas, num total de 131 espalhadas por quase todos os setores. Os únicos setores que não tinham quaisquer tipos armadilhas eram os dos herbívoros, por opção do tratador principal desta secção, e do espetáculo das aves. No entanto, de acordo com as infestações determinadas no exterior das instalações e as condições propícias ao aparecimento de *Mus musculus* identificadas, este é um dos setores que requer especial atenção.

Identificaram-se três tipos de armadilhas diferentes: duas de PVC e uma de cartão. As armadilhas de cartão encontravam-se maioritariamente dentro dos edifícios, no entanto, ainda se observaram algumas em zonas exteriores das instalações de animais, expostas a condições climáticas desfavoráveis, que em muito contribuíram para o mau estado de conservação em que se encontravam pelo que, se recomenda a sua substituição por outras de PVC.

As armadilhas de PVC pretas eram mais seguras que as verdes pois o isco ficava preso dentro da armadilha. Certas espécies de roedores têm a tendência em levar o alimento para os ninhos, comportamento típico de *Rattus norvegicus*, e neste caso, os ninhos podem ser dentro de instalações de animais (Almeida, 2008). Assim sugere-se que as armadilhas verdes que se encontram em alguns setores sejam substituídas por pretas para evitar a possibilidade de arrancamento dos iscos.

Segundo Telo (2009) (citado por Alves, 2009) e Corrigan (2001) os locais onde as armadilhas são montadas devem distar entre si, no mínimo 8 m e pelo menos 3 m de entradas ou portas. No caso das armadilhas químicas do zoo estas cumpriam este requisito. A equipa de médicos veterinários deve ter conhecimento de toda a informação dos princípios ativos das armadilhas e ter uma grelha de toxicidade para as espécies da coleção zoológica. Assim, conseguem estudar melhor os locais onde se devem colocar as armadilhas

e familiarizarem-se com os sintomas de envenenamento para tratamento eficaz, caso seja necessário (Collins & Powell, 1996).

A empresa externa que fornece as armadilhas e faz o controlo dos roedores no zoo deu-nos a informação de que as formulações são mudadas todos os anos, o que vai ao encontro do indicado por FUNASA (2002), no entanto, Corrigan (2001) refere que estas devem ser mudadas ou alternadas com mais frequência, pelo menos três a quatro vezes ao ano. Diferentes formulações de rodenticidas devem ser usadas mas mantendo o mesmo princípio ativo. Diferentes espécies de roedores têm preferências por diferentes dietas, ao mudar a formulação não só estamos a atrair outras espécies como estamos a colocar algo novo e aliciante aos roedores (Collins & Powell, 1996).

Ainda segundo os mesmos autores, devem ser colocados sabonetes nas armadilhas que não têm iscos pois os roedores têm tendência para ir lá roer deixando marcas, indicando-nos se continuam a ir aquela armadilha ou não. Considera-se que esta prática podia ser utilizada no Zoo para um melhor conhecimento da população de roedores existentes e consequentemente como um melhor controlo.

A ação dos anticoagulantes sobre outros animais em geral em condições naturais é motivo de discussão: uns autores argumentam que são poucas as aves que tendem a apresentar níveis de resíduos de anticoagulantes suficientemente elevados para constituir causa de morte (Newton, Wyllie & Dale, 1997) enquanto outros, apontam que os anticoagulantes de segunda geração estão fortemente implicados na intoxicação secundária de muitos predadores (Stone, Okoniewski & Stedelin, 1999; Mason & Littin, 2003).

Mais recentemente, outros processos usados no controlo de roedores têm gerado alguma controvérsia, nomeadamente a utilização de um protozoário (*Sarcocystis sinaporensis*), parasita específico para espécies de roedores, que para uns é considerado como um controlo químico e para outros, um controlo estritamente biológico, desconhecendo-se no entanto as infeções que possa ocasionar noutras espécies (Jäkela, Khoprasertb, Promkerdb & Hongnarkb, 2006).

#### **5.2.1.2 – Controlo de aves**

Em relação ao controlo de aves no Zoo de Lisboa seria interessante para além de realizarem combate externo tentarem fazer algum combate interno e aumentar os métodos de prevenção. Alguns tratadores referiram no questionário que existia combate interno, no entanto, durante o estágio este não foi realizado ou observado. Os tratadores podem ter sido levados em erro, pois há alguns anos chegaram-se a usar armadilhas internas para captura de pombos.

Segundo Batista et al. (1997) os pombos gostam de locais altos para mais fácil fuga e visualização de alimento pelo que os locais de colocação das armadilhas de combate externo foram bem escolhidos pois situam-se perto das zonas onde se encontram mais

pombos (instalações de herbívoros e grande herbívoros) e em pontos altos onde eles costumam pousar, no entanto, ainda existem instalações que são afetadas pelos pombos e gaivotas onde deveriam ser montadas armadilhas, como as do setor das aves, conforme se referiu anteriormente e se constatou pela análise do inquérito.

A recolha dos pombos capturados é feita fora das horas dos visitantes o que é bom pois não choca os visitantes mais sensíveis e não perturba o trabalho da empresa. Os iscos usados são variados para não se habituarem nem se fartarem. Assim ao alterar os iscos os pombos estão constantemente a serem atraídos para as armadilhas. No entanto, os tratadores queixam-se do constante aparecimento de pombos. De facto, a empresa externa recolhe um bando capturado nas armadilhas, mas outro bando novo pode aparecer logo a seguir, dada a localização do zoo de Lisboa (zona urbana com elevadas infestações). Esta situação vai ao encontro do referido por Randall (1999) quando considera que a eliminação de aves não é um método eficaz uma vez que a capacidade de reposição, num curto espaço de tempo, é elevada e se o alimento continuar disponível a população, rapidamente, retomará igual dimensão. Neste sentido, seria interessante realizar-se um acordo com a Câmara Municipal de Lisboa para o combate e prevenção de pombos, pois se não for resolvido o problema na área urbana à volta do Zoo, dificilmente se consegue controlar dentro dele.

É competência dos serviços do ambiente e higiene urbana e dos serviços sanitários através do Médico Veterinário Municipal intervir na área do controlo de pombos, roedores e outras pragas em meios urbanos e proibir a alimentação de animais na via e espaços públicos, atividade esta que estimula o crescimento desmesurado das populações (Anexo 24). Estas atividades estão enquadradas no Decreto-lei n.º 169/99, de 18/9, alterado pela Lei n.º 5A/2002, de 11/1 que cita "competete à Câmara Municipal, deliberar sobre a deambulação e extinção de animais nocivos" (art.º 64, alínea z do n.º 1).

A dificuldade de controlo de aves no Zoo é aumentada pelos visitantes, uma vez que e apesar da existência de sinais de prevenção, em vários pontos, alertando-os para não alimentarem os pombos, ignoram-nos o que promove ainda mais o seu aparecimento. Seria bom que os trabalhadores do zoo fossem mais sensíveis a esta problemática, estando em alerta permanente e chamando a atenção dos visitantes.

A população de aves encontrada é proporcional à quantidade de alimento disponível pelo que, removendo-se a fonte de alimento ou impedindo o acesso a ela, a atividade das aves diminui (Randall, 1999; CIIMAR, 2011). Assim, durante o estágio chegaram a ser tomadas medidas novas com sucesso, para o controlo de pombos e gaivotas implementadas pelo responsável do controlo de pragas. Estas medidas basearam-se na substituição dos comedouros antigos (Figura 48 a) das instalações dos flamingos, por outros de fácil acesso a esta espécie e de difícil acesso aos pombos e gaivotas (Figura 48 b).

Figura 48 – Comedouros nas instalações dos flamingos. a – antigos, de fácil acesso aos pombos e gaivotas; b – recentes, de acesso restrito aos flamingos.



De acordo com Simas (2005) a medida mais eficaz para o controlo das aves passa pelo uso de predadores (aves de rapina), *sprays*, líquidos repelentes ou ultrassons (Randall, 1999) no entanto, estes métodos não devem ser utilizados em parques zoológicos pelo stress que podem originar nos animais da coleção zoológica. Igualmente outros métodos como os métodos químicos ou a esterilização não podem ser utilizados em Zoos pois para além de serem tóxicos para o Homem, podem pois podem afetar espécies da coleção (Randall, 1999).

Alguns países permitem o abate a tiro das aves, como forma de as eliminar no entanto, em Portugal esta medida não pode ser aplicada.

No Zoo de Lisboa poderiam ainda ser aplicadas outras medidas aconselhadas por Randall (1999) e CIIMAR (2008) tais como: a colocação de fios nas zonas altas para impedir que as aves pousem e/ou façam aí os ninhos, a destruição de ninhos já existentes, desde que não tenham crias e o uso de redes de captura colocadas nas árvores ou postos altos (Figura 49 a, b, c).

Figura 49 – Medidas para evitar as aves. a – colocação de redes em cantos para evitar que façam ninhos; b – colocação de arames para evitar que pousem; c – redes de captura nas árvores (adaptado de Randall, 1999).

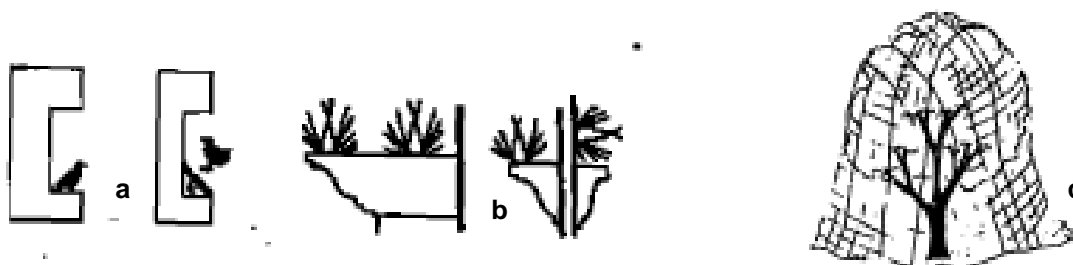


Figura 50 - Autocolantes com a forma de um predador – Zoo de Berlin. Fotografia cedida por Tiago Carrilho.

Uma forma semelhante ao uso de predadores para afugentar aves e bastante eficaz, que também poderia ser implementada, passa pelo uso de espantalhos e autocolantes com imagens de predadores, tal como é praticado noutros parques zoológicos (Figura 50).



Estes métodos de afastamento apenas resultam a curto prazo e devem ser usados poucas vezes para evitar que os animais se habituem a eles e percam o medo (Randall, 1999).

#### 5.2.1.2 – Controlo de insetos

No controlo de insetos as medidas aplicadas no Jardim Zoológico apenas incluem telas adesivas, três inseto-caçadores como medidas internas e em caso de grandes infestações aquele fica a cargo da empresa externa. Apesar de não existirem grandes problemas de infestações por insetos o controlo interno devia ser aplicado sistematicamente, nomeadamente nos interiores de algumas instalações e nalguns casos particulares. Assim, verificou-se que em zonas mais problemáticas como os setores dos espetáculos das aves e nos pequenos primatas a presença de baratas e formigas é mais frequente pelo tipo de alimentação destes animais, e não há quaisquer medidas para a sua prevenção e controlo. Para o caso das baratas podiam-se vedar as aberturas da canalização, tapar fissuras nas paredes e monitorizar rigorosamente ventiladores/respiradores e nos locais (interiores) mais sensíveis colocar gotas de gel inseticida. Para o combate das formigas, podem-se usar repelentes mas com um certo cuidado na escolha e no local de atuação, pois em instalações onde há animais é desaconselhado o seu uso. De acordo com Randall (2001), o uso de repelentes e pesticidas pode não ser eficaz pois algumas espécies têm a capacidade de os detetar e evitam a sua presença. Nas instalações mais difíceis será necessário encontrar e destruir os ninhos. Esta medida é preconizada por Randall (2001) que a refere para um bom e completo controlo de formigas.

Os insetos voadores não foram incluídos no estudo pois antes da criação do questionário os tratadores não os consideraram praga uma vez que nunca trouxeram grandes problemas e só aparecem em determinadas alturas. No entanto, alguns fizeram referência às moscas domésticas e às moscas da fruta, como pragas, principalmente no verão. Assim, para os insetos voadores é importante reforçar os métodos de controlo com o aumento do número



de telas adesivas e em casos mais problemáticos, colocar inseto-caçadores ou insetocutores nos setores mais necessitados ou onde não existem, principalmente na época do ano em que mais abundam (abril-setembro), assim como a aplicação de um melhor controlo na higiene de algumas instalações, na higiene e armazenamento de alimentos e na recolha dos restos de comida.

Para além do controlo dos insetos adultos é importante realizar o controlo das larvas em locais de matéria orgânica, como estrumeiras. Nas estrumeiras, é costume utilizarem-se larvicidas por pulverização, de duas em duas semanas (Randall, 2001).

## 5.3 – Infecção parasitária nos roedores capturados

### 5.3.1 – Espécies identificadas

Os estudos da fauna parasitária, por endoparasitas em roedores são abundantes em todo o mundo, no entanto, em Portugal, a informação é escassa, tendo-se apenas encontrado registos de doze estudos, nos últimos 50 anos, cinco deles muito antigos (anos 60, 80 e 90 do século passado) (Rego, 1966; Roque, Mendonça, Marcos & Lopes, 1984; Roque, 1989; Behnke, Barnard, Hurts, McGregor, Gilbert & Lewis, 1993; Casanova et al., 1996; Amaro et al., 2003; Catanho et al., 2003; Cruz, 2006; Cruz, Reis & Trinca, 2007; Pereira, 2009; Resendes, Amaral, Rodrigues & Almeria, 2009; Helazar, 2012). A maioria destes estudos foi realizada em *R. norvegicus* e *M. musculus*, e incidiram principalmente na helmintofauna (Tabela 22). De referir que os estudos de Amaro et al. (2003) apesar de incidirem em agentes zoonóticos em roedores, que incluíam a pesquisa de *Toxoplasma gondii*, deram sorologia negativa para esta espécie parasita e apresentaram anticorpos específicos para outros agentes, virais e bacterianos, nomeadamente: hantavírus, LCM, rickettsias, borrelias e leptospiros.

Em 1994, Cordero-del-Campillo, Castañón-Ordóñez & Reguera-Feo fazem uma revisão das espécies helmintas que tinham sido identificadas até aquele momento nos roedores em estudo, na Península Ibérica, incluindo Portugal, tendo assinalado: *Brachylaemus erinacei*, *Brachylaemus recurvus*, *Brachylaima ruminiae*, *Corrigia vitta*, *Echinostoma echinatum*, *Echinostoma lindoense*, *Maritrema* sp., *Postorchigenes gymnesicus* (Trematoda); *Catenotaenia pusilla*, *Hymenolepis diminuta*, *Mesocestoides lineatus*, *Rodentolepis microstoma* (= *Rodentolepis straminea*), *Rodentolepis nana* (= *Rodentolepis fraterna*), *Taenia taeniaeformis* (larva) (Cestoda); *Aspicularis tetraptera*, *Calodium hepaticum*, *Gallegostrongylus ibicensis*, *Gongylonema musculi*, *Heligmosomoides polygyrus*, *Heterakis spumosa*, *Mastophorus muris*, *Nippostrongylus brasiliensis*, *Strongyloides ratti*, *Syphacia obvelata*, *Trichinella spiralis*, *Trichuris muris* (Nematoda).

Tabela 22 – Espécies parasitas assinaladas em Portugal em *M. musculus*, *M. spretus*, *R. norvegicus* e *R. rattus*.

	Espécie	<i>M. musculus</i>	<i>M. spretus</i>	<i>R. norvegicus</i>	<i>R. rattus</i>
Protozoa	<i>Leishmania</i> sp.	10		10	
	<i>Hepatozoon muris</i>			2	
	<i>Tripanosoma lewisi</i>			2	
	<i>Theileria/Babesia</i>		6		
	<b><i>Eimeria</i> sp.</b>	6 11	6	11	
	<b><i>Eimeria nieschulzi</i></b>			11	
	<b><i>Cryptosporidium muris</i></b>	11		11	
Trematoda	<i>Brachylaima</i> sp.	5	4		5
	<i>Brachylaema recurva</i>			2	3
	<i>Skrjabinocoelus</i> sp.	5			
	<i>Zonorchis</i> sp.				5
Cestoda	<i>Cladotaenia globifera</i> Larva	5			
	<b><i>Cysticercus fasciolaris</i></b>	3 5 7 8 11	4	1 2 7 11	3
	<b><i>Hymenolepis diminuta</i></b>	5 7 8 11	4	1 2 3 7 11	3 5 7
	<i>Rodentolepis nana</i>	6 7 8	4 6	1 2 3	3
	<i>Rodentolepis microstoma</i>	5	4		
Nematoda	<i>Gongylonema neoplasticum</i>	8		2	5
	<i>Mastophorus muris</i>	5 8		3	3 5
	<b><i>Heterakis spumosa</i></b>	5 8 11	4	1 2 3 11	3 5
	<b><i>Nippostrongylus brasiliensis</i></b>	5 7 8 11	4	1 2 3 7 11	3 5 7
	<i>Heligmosomum</i> sp.		6		
	<i>Trichosomoides crassicauda</i>			1 2 3	3
	<i>Syphacia</i> sp.	6			
	<b><i>Syphacia obvelata</i></b>	3 5 7 8 11	4	7 11	3 7
	<i>S. muris</i>				3 5
	<i>Trichostrongylus</i> sp.			2	
	<i>Aonchotheca annulosa</i>	5 8			3 5
	<i>Aspiculuris tetraptera</i>	6 7	4	7	7
	<b><i>Calodium hepaticum</i></b>	3 5 8 9 11		2 3 7 11	3 5
	<i>Eucoleus bacillatus</i>		4		
	<i>Eucoleus gastricus</i>	5 8	6		3 5
	<b><i>Trichuris muris</i></b>	5 7 8 11		11	3 5
Acantocephala	<i>Moniliformis moniliformis</i>			2 7	3 7
	<i>Prosthorhynchus</i> sp.	5			

1 - Rego (1966); 2 - Roque et al. (1984); 3 - Roque (1989); 4 - Behnke et al. (1993); 5 - Casanova et al. (1996); 6 - Catanho et al. (2003); 7 - Cruz (2006); 8 - Pereira (2009); 9 - Resendes et al. (2009); 10 - Helazar (2012); 11 - estudo atual.

Mais recentemente, Singleton & Krebs (2007) e Singla, Singla, Parshad, Juyal & Sood (2008) fazem também uma revisão das espécies helmintas já assinaladas em roedores, a nível mundial, referindo um total de 34: *Brachylaima* sp., *Brachylaima cribbi*, *Echinostoma lindoense*, *Fasciola hepatica*, *Zonorchis* sp. (Trematoda); *Catenotaenia pusilla*, *Echinococcus multilocularis*, *Hymenolepis diminuta*, *Mesocestoides* sp., *Paranoplocephala* sp., *Raillientina* sp., *Rodentolepis microstoma* (= *Rodentolepis straminea*), *Rodentolepis nana* (= *Rodentolepis fraterna*), *Taenia taeniaeformis* (larva) (Cestoda); *Aonchotheca annulosa*, *Aspiculuris tetraptera*, *Calodium hepaticum*, *Eucoleus bacillatus*,

*Gallegostrongylus australis*, *Gallegostrongylus ibicensis*, *Gongylonema aegypti*, *Gongylonema musculi*, *Gongylonema neoplasticum*, *Heligmosomoides polygyrus*, *Heterakis spumosa*, *Mastophorus muris*, *Muspicea borreli*, *Nippostrongylus brasiliensis*, *Physaloptera getula*, *Syphacia obvelata*, *Syphacia stroma*, *Trichinella spiralis*, *Trichosomoides crassicauda*, *Trichuris muris* (Nematoda), das quais 14 já foram assinaladas em Portugal.

Após o exposto e pela análise da Tabela 22, verifica-se que apesar do número de espécies helmínticas assinaladas em Portugal serem em número inferior às identificadas mundialmente (26/34), *Brachylaema recurva*, *Skirjabinoecoelus* sp. (Trematoda), *Cladotaenia globifera* (Larva), *Cysticercus pisiformis* (Cestoda), *Syphacia muris*, *Trichostrongylus* sp. (Nematoda), *Moniliformis moniliformis*, *Prosthorrhynchus* sp. (Acantocephala) não foram referidas pelos autores anteriormente citados.

De referir ainda as espécies de hemoprotozoários identificadas no nosso país por Roque et al. (1986) (*Hepatozoon muris* e *Tripanosoma lewisi*) em *R. norvegicus*, e num estudo muito recente, *Leishmania* sp., em *M. musculus* e *R. norvegicus* (Helazar, 2012).

As espécies helmínticas identificadas no presente estudo (n=7) não são novidade faunística uma vez que já foram assinaladas em Portugal, quer para *M. musculus*, quer para *R. norvegicus*. No entanto, em Protozoa, assinalam-se pela primeira vez, *Cryptosporidium parvum* nas duas espécies de roedores em estudo e *Eimeria* sp. e *Eimeria nieschulzi*, em *R. norvegicus* (Tabela 23). As dimensões exibidas pelos oocistos identificados como *E. nieschulzi* (22 µm/16,5 µm) foram idênticas às descritas na bibliografia consultada (22,1 µm /17,2 µm) (Zhao & Duszynski, 2001; Kurth & Entzeroth, 2008) (Tabela 23).

Catanho et al. (2003) assinalaram pela primeira vez em Portugal, *Eimeria* sp. numa população de roedores (*Mus musculus* e *Mus spretus*) do Concelho de Grândola.

*Eimeria nieschulzi* e *E. separata* foram identificadas em *R. norvegicus* no Brasil (Dias, Chieffi, Torres & Mangini, 1981) e Reduker, Duszynski & Yates (1987) e Zhao & Duszynski (2001), consideram *Eimeria nieschulzi* e *Eimeria papillata* como parasitas respetivamente, de *R. norvegicus* e *M. musculus*.

Tabela 23 - Dimensões de espécies de *Eimeria* de *M. musculus* e *R. norvegicus* (Duszynski, 1971; Ernst, Chobotar & Hammond, 1971; Marchiondo & Duszynski, 1988).

	Espécies	Comprimento (µm)	Largura (µm)
Marchiondo & Duszynski (1988)	<i>E. nieschulzi</i>	22,1 (20-25)	17,2 (15-18)
Duszynski (1971)	<i>E. separata</i>	11,7 (8,8-12,1)	10,1 (9,9-14,3)
Ernst, Chobotar & Hammond (1971)	<i>E. papillata</i>	22,4 (18-26)	19,2 (16-24)

O estudo morfométrico realizado nos oocistos de *Cryptosporidium* determinou dimensões inferiores a 5 µm/4 µm, indicativas da presença de *C. parvum* e de acordo com estudos realizados por Dall'Olio & Franco (2004) e Xiao et al. (2004) (Tabela 24). No entanto, a análise morfométrica não pode ser usada como ferramenta para classificação das espécies

de *Cryptosporidium*, pois para além destes parâmetros e dos biológicos, devem ser consideradas principalmente as diferenças genéticas (Alves et al., 2004), metodologia não usada neste estudo.

Tabela 24 – Dimensões de *C. muris* e *C. parvum* (Dall'Olio & Franco, 2004; Xiao et al. (2004).

	Espécies	Comprimento (µm)	Largura (µm)
Dall'Olio & Franco (2004)	<i>Cryptosporidium muris</i>	7,9 (8,0-6,5)	6,3 (7,0-5,5)
	<i>Cryptosporidium parvum</i>	5,0 (6,5-5,0)	4,1 (4,0-3,5)
Xiao et al. (2004)	<i>Cryptosporidium muris</i>	8,4 (9,2-8,0)	6,2 (6,4-5,8)
	<i>Cryptosporidium parvum</i>	5,2 (5,6-4,8)	4,6 (4,8-4,2)

### 5.3.2 – Prevalências

A espécie *R. norvegicus* apresentou maior número de animais positivos (84,0%) do que *M. musculus* (80,0%). Este resultado vai ao encontro dos obtidos noutros estudos realizados em ratazanas e ratinhos domésticos, onde os valores mais elevados são sempre registados nas ratazanas (Torres, Gracenea, Gómez, Arrizabalaga & González-Moreno, 2000; Ahmad, 2009; Milazzo, Cagnin, Di Bella, Geraci & Ribas, 2010). Embora Cruz (2006) e Pereira (2009) tenham registado prevalências de 100,0% em *M. musculus* e o primeiro autor 97,4% em *R. norvegicus* e 86,2% em *R. rattus*.

As maiores prevalências globais de helmintes foram registadas por *Heterakis spumosa* (39,0%), *Syphacia obvelata* (37,0%), *Calodium hepaticum* (32,0%) e *Nippostrongylus brasiliensis* (29,0%). Com exceção das espécies *Cysticercus fasciolaris* e *Syphacia obvelata*, *Rattus norvegicus* apresentou sempre prevalências superiores, com valores máximos registados para *Nippostrongylus brasiliensis* (56,0%) e *Heterakis spumosa* (52,0%) enquanto que *Mus musculus*, exibiu o maior registo em *Syphacia obvelata* (50,0%), sendo as espécies dominantes

De acordo com Smales (2009) e Milazzo et al. (2010), *N. brasiliensis* e *Heterakis spumosa* são parasitas naturais de *R. rattus* e de *R. norvegicus* e raramente ocorrem em *M. musculus* enquanto que *Syphacia obvelata* é extremamente vulgar em *M. musculus*, seu hospedeiro principal e *Syphacia muris* em *R. rattus* (Landaeta-Aqueveque, Robles & Cattán, 2007; Milazzo et al., 2010).

O estudo comparativo com os resultados de prevalências obtidos nos helmintes de *M. musculus* em Portugal, determinou valores mais elevados para *Hymenolepis diminuta* (9,5%), *Nippostrongylus brasiliensis* (100,0%), *Syphacia obvelata* (53,3%), *Calodium hepaticum* (40,2%) e *Trichuris muris* (18,2%) nos estudos realizados nos Açores (Casanova et al., 1996; Cruz, 2006; Pereira, 2009) e para *Cysticercus fasciolaris* (14,0%) e *Heterakis spumosa* (26,0%), no estudo atual (Tabela 25).

Tabela 25 – Prevalência da infecção por helmintes de *M. musculus*, em Portugal.

	<i>Mus musculus</i>					
	Casanova et al. (1996)	Catanho et al. (2003)	Cruz (2006)	Pereira (2009)	Resendes et al. (2009)	Estudo atual
%	n= 52	n= 42	n= 21	n= 92	n= 51	n= 50
<i>C. fasciolaris</i>	3,4	-	4,7	7,6	-	<b>14,0</b>
<i>H. diminuta</i>	5,8	-	<b>9,5</b>	5,4	-	2,0
<i>H. spumosa</i>	25,0	-	-	3,3	-	<b>26,0</b>
<i>N. brasiliensis</i>	5,8	-	<b>100,0</b>	<b>100,0</b>	-	2,0
<i>S. obvelata</i>	36,4	57,1*	42,9	<b>53,3</b>	-	50,0
<i>C. hepaticum</i>	21,2	-	-	<b>40,2</b>	19,6	22,0
<i>T. muris</i>	3,8	-	4,7	<b>10,9</b>	-	4,0

\* *Syphacia* sp.

Em *R. norvegicus*, com exceção das espécies *N. brasiliensis*, *S. obvelata* e *C. hepaticum*, (Roque et al., 1984; Roque, 1989; Cruz, 2006), todas as outras identificadas neste estudo, apresentaram valores de prevalência mais elevados (Tabela 26).

As prevalências encontradas para *Eimeria* sp., em *M. musculus* (2,0%) e em *R. norvegicus* (14,0%) foram inferiores às obtidas por Catanho et al. (2003) e por Dias et al. (1981), com valores de 2,4% e 48,8%, respetivamente. No entanto, Catanho et al. (2003) obtiveram valores mais elevados nesta espécie parasita para *Mus spretus* (32,6%) e Dias et al. (1981), acrescentam que 33,7% dos *R. norvegicus* albergavam *E. separata*, 6, 6% *E. nieschulzi* e 8,4% estavam parasitados em simultâneo por estas duas espécies.

Tabela 26 - Prevalência da infecção por helmintes de *R. norvegicus*, em Portugal.

	<i>Rattus norvegicus</i>			
	Roque et al. (1984)	Roque (1989)	Cruz (2006)	Estudo atual
%	n= 73	n= 29	n= 20	n= 50
<i>C. fasciolaris</i>	1,0	-	1,1	<b>8,0</b>
<i>H. diminuta</i>	1,7	30,0	1,7	<b>32,0</b>
<i>H. spumosa</i>	9,3	10,0	-	<b>52,0</b>
<i>N. brasiliensis</i>	16,0	10,0	<b>100,0</b>	56,0
<i>S. obvelata</i>	-	-	<b>55,0</b>	24,0
<i>C. hepaticum</i>	<b>62,5</b>	60,0	20,0	42,0
<i>T. muris</i>	-	1,0	-	<b>2,0</b>

Os valores de *Cryptosporidium parvum* obtidos neste estudo (4,0% em *M. musculus*; 6,0% em *R. norvegicus*) também foram inferiores aos encontrados por outros autores, nestas

espécies e noutros roedores. Assim, Ahmad (2009), registou 12,7% de ratinhos caseiros com eliminação de oocistos de *Cryptosporidium parvum*, Torres et al. (2000) encontraram altas prevalências de *Cryptosporidium* em pequenos mamíferos das espécies *Apodemus sylvaticus* (35,2%), *Mus spretus* (27,2%) e *Crocidura russula* (14%) no Nordeste de Espanha, sendo *C. parvum* mais prevalente do que *C. muris* e Dall'Olio & Franco (2004) determinaram 16,3% de prevalência para *Cryptosporidium* em roedores no Sudeste do Brasil, sendo *C. muris* menos frequente que *C. parvum*.

Apesar das infeções determinadas neste estudo terem indicado predomínio das simples em *M. musculus* (62,5%), Pereira (2009) e Milazzo et al. (2010), referem valores de infeção mista superiores, respetivamente com 80,0% e 51,2%. Por outro lado, o predomínio de infeções mistas obtido em *R. norvegicus* (81,0%) vai ao encontro do determinado por Roque et al. (1984) em estudos na mesma espécie (69,4%).

#### 5.3.2.1 – Infeção parasitária por classe etária do hospedeiro

A idade do hospedeiro é um fator que se sabe ter influência na estrutura das comunidades parasitárias de roedores selvagens (Bajer et al., 2005). O estudo por grupo etário, permitiu verificar que independentemente de se tratar de *M. musculus* ou *R. norvegicus*, foram os animais adultos que apresentaram sempre maior número de amostras positivas o que foi corroborado no estudo estatístico. Por helminte, verificou-se situação igual, exceto para *Syphacia obvelata* em *R. norvegicus* cujo valor foi semelhante em jovens e adultos.

Estes resultados foram idênticos aos obtidos por outros autores em estudos em roedores. Assim, Ahmad (2009) e Ahmad, Maqbool, Mahmood-ul-Hassan, Mushtaq-ul-Hassan & Anjum (2011), em estudos em *R. rattus* e *M. musculus* nos helmintes identificados, comuns aos do presente estudo (*Cysticercus fasciolaris*, *H. diminuta* e *C. hepaticum*), obtiveram sempre valores mais elevados nos animais adultos. Kataranovski, Vukićević-Radić, Kataranovski, Radović & Mirkov (2008), num estudo em *M. musculus*, em Belgrado, referem que os animais adultos apresentaram valores de prevalência superiores para *Syphacia obvelata* e *Trichuris muris*, não se observando *Cysticercus fasciolaris* e *Heterakis spumosa* nos animais jovens.

Pereira (2009) no estudo em *M. musculus* dos Açores, registou valores mais elevados nos animais jovens para o grupo dos cestóides, exceto em *C. fasciolaris*. Em Nematoda, pelo contrário, foram os animais adultos que apresentaram valores mais elevados exceto para *S. obvelata*.

Por outro lado, os estudos de Resendes et al. (2009) e de Milazzo et al. (2010), não apresentaram diferenças significativas, nos grupos de parasitas, relativamente aos animais jovens e adultos, cujos valores foram semelhantes.

Em relação aos protozoários identificados, *Eimeria* sp. e *C. parvum*, em *M. musculus* só se identificaram nos adultos e em *R. norvegicus*, os valores mais elevados foram nos jovens.

As referências consultadas a este respeito, deram resultados variados. Assim, para *C. parvum*, Torres et al. (2000) não encontraram diferenças nos valores entre jovens e adultos e Ahmad (2009) obteve superioridade nos adultos (13,7%), relativamente aos jovens (4,44%).

Dias et al. (1981) referem que os valores encontrados para o género *Eimeria* foram maiores nos jovens do que nos adultos, justificando este facto com o mecanismo imunitário de resistência aos parasitas, que os hospedeiros vão adquirindo com a idade.

### **5.3.2.2 – Infecção parasitária por sexo do hospedeiro**

Apesar do estudo por sexo ter evidenciado em *M. musculus* um maior número de fêmeas com eliminação parasitária e em *R. norvegicus* um valor semelhante entre machos e fêmeas positivos, a análise estatística não permitiu associar o número de positivos entre os sexos das diferentes espécies de roedores, indicador de que o sexo não tem qualquer influência, nos animais parasitados. Situação semelhante foi corroborada para os helmintes por Pereira (2009), Resendes et al. (2009), Milazzo et al. (2010) e Kataranovski, Zolotarevski, Belij, Mirkov, Stošić, Popov, & Kataranovski (2010). No entanto, nos trabalhos desenvolvidos em *R. rattus* e *Mus. musculus*, por Ahmad (2009) e Ahmad et al. (2011) e em *R. norvegicus* por Stojčević, Marinculić & Mihaljević (2002), as fêmeas apresentaram valores superiores aos machos, e o inverso foi determinado por Roque et al. (1986), em *R. norvegicus*, independentemente da espécie parasita em causa, e por Kataranovski et al. (2008) em *M. musculus*.

Relativamente aos protozoários, *Eimeria* sp. e *C. parvum*, em *M. musculus* os valores foram semelhantes nos machos e nas fêmeas e em *R. norvegicus*, *Eimeria* sp. foi ligeiramente superior nos machos. Nos estudos desenvolvidos por Dias et al. (1981) em *Eimeria* e por Torres et al. (2000) em *Cryptosporidium parvum*, não se verificou qualquer relação entre os roedores parasitados por estes protozoários e o sexo dos hospedeiros.

### **5.3.2.3 – Infecção parasitária por local de captura**

Ainda que o estudo estatístico não tenha conseguido evidenciar diferenças significativas entre animais positivos e os locais de captura, verificou-se que independentemente da espécie de roedor em estudo, o número de positivos e a diversidade parasitária determinados, foram maiores, onde houve maior número de animais capturados.

De acordo com Arneberg, Skorping, Grenfell & Read (1998) e Morand & Poulin, (1998) o parasitismo pode ser um custo associado à densidade do hospedeiro, existindo uma relação positiva entre a densidade populacional do hospedeiro e a abundância de parasitas: à medida que a densidade populacional do hospedeiro aumenta, também deverá aumentar a abundância de parasitas na comunidade. Por outro lado, o parasitismo pode ser um custo

associado à socialização. O comportamento social do hospedeiro tem um grande efeito principalmente na transmissão de parasitas de ciclo de vida direto (Ezenwa, 2004).

No presente estudo, o facto dos roedores em causa, estarem perfeitamente acomodados aos vários locais no zoo, onde criaram hábitos gregários, com grandes unidades familiares, ainda que devidamente separados e individualizados por espécie, pode promover o contacto entre indivíduos suscetíveis e infetados (Ezenwa, 2004), levando assim ao aumento da prevalência e intensidade das infeções.

### 5.3.3 – Carga parasitária

Com exceção de *C. fasciolaris*, as cargas parasitárias exibidas foram superiores em *R. norvegicus*, com os valores médios mais elevados para *H. spumosa* (CP=34,4) seguidos por *S. obvelata* (CP=26,1). Outros estudos realizados em roedores, referem que as maiores cargas parasitárias para *M. musculus*, seguidas de *R. norvegicus* e *R. rattus*.

As cargas parasitárias médias determinadas neste estudo foram inferiores às registadas por outros autores, excluindo a exibida por *C. fasciolaris* (1,3) em *R. norvegicus* e a de *H. spumosa* (34,4), em *M. musculus* (Tabela 27).

Tabela 27 – Estudo comparativo das médias das cargas parasitárias obtidas neste estudo com as de outros trabalhos.

	<i>M. musculus</i>					<i>R. norvegicus</i>		
	Casanova et al.(1996) n=52	Cruz (2006) n=21	Pereira (2009) n= 92	Milazzo (2010) n=73	Estudo atual n=50	Roque et al. (1984) n=73	Cruz (2006) n=20	Estudo atual n=50
<i>C. fasciolaris</i>	<b>1,5</b>	1,0	1,0	1,0	1,3	1,0	1,1	<b>1,3</b>
<i>H. diminuta</i>	1,0	<b>9,5</b>	5,4	-	3,3	<b>1,7</b>	<b>1,7</b>	-
<i>H. spumosa</i>	3,1	-	5,0	3,31	<b>34,4</b>	<b>9,3</b>	-	5,4
<i>N. brasiliensis</i>	2,1	<b>365,9</b>	313,7	208,2	10,7	16,1	<b>338,2</b>	-
<i>S. obvelata</i>	<b>110,3</b>	10,0	37,8	41,1	26,1	-	<b>15,1</b>	13,0

A maior proporção de fêmeas em relação aos machos, determinada nas espécies parasitárias que apresentam dimorfismo sexual, é indicadora de maior disseminação, contaminação ambiental e consequentemente, maior probabilidade de infeção.

Apesar do estudo estatístico da influência do sexo e da idade dos hospedeiros nas cargas parasitárias não ter sido significativo, houve uma tendência para maiores cargas parasitárias nas fêmeas, independentemente do roedor, e nos adultos em *R. norvegicus* e nos jovens em *M. musculus*. Contudo, Cruz (2006) e Pereira (2009) referiram cargas parasitárias superiores nos machos e nos adultos.

### 5.3.4 – Intertransmissibilidade parasitária

A importância dos roedores na transmissão de algumas espécies de parasitas com interesse zoonótico foi salientada recentemente naquele que é considerado o registo mais antigo da



associação de parasitas de roedores a infecções em humanos, publicada por Jimenez et al. (2012) após a pesquisa de helmintes em coprolitos humanos com 8 000 anos, provenientes do Vele do Tehuacon (México), que revelaram a presença de alguns helmintes, incluindo *Hymenolepis* sp., parasitas de roedores. Esta importância é reforçada pela observação de ovos do tipo *Hymenolepis* também mencionada nos estudos realizados por Gonçalves, Araújo & Ferreira (2003), em Santa Elina (Mato Grosso, Brasil), há cerca de 4000 anos e por Santoro, Vinton & Reinhard (2003), no Lluta Valley (Chile), durante o Período Inca (1200 a 1500 anos AD). Outros autores referem-se, em períodos mais recentes, há cerca de 850 anos, à infecção por capilarídeos (Fugassa et al., 2007).

Das espécies identificadas neste estudo, cinco são potencialmente zoonóticas: *Cryptosporidium* sp., *Calodium hepaticum* e *Syphacia obvelata* de transmissão direta e *Cysticercus fasciolaris* e *Hymenolepis diminuta* de transmissão indireta, a primatas, incluindo o Homem, no entanto outros hospedeiros, nomeadamente as espécies da coleção zoológica podem estar em risco.

Assim em alguns parques zoológicos *Cryptosporidium* spp. e *Calodium hepaticum* foram já assinaladas em diversos hospedeiros vertebrados (Tabelas 28 e 29).

Tabela 28 – Espécies exóticas onde se identificou *Cryptosporidium* spp.

Hospedeiro	Local	Autor
Furão	Faculdade de Medicina Veterinária de Córdoba	Gómez-Villamandos, Carrasco, Mozos & Hervás (1995)
Fuinha	Institute for Zoo Biology and Wildlife Research, Berlin	Rademacher, Jakob & Bockhardt (1999)
Cobra-verde-Norte Americana Serpente de Jarreteira	Zoo de Baltimore (Estados Unidos)	Brower & Cranfield (2001)
Puma	Parque de Sabiá - Brasil	Cabral, Barbosa, Strasser & Barsotti (2001)
Primatas e herbívoros	Zoo de Barcelona	Vila Alvarez (1994) citado por Cabral et al. (2001)
Herbívoros	Zoo de Lisboa	Delgado et al. (2003)
Osga Leopardo	Universidade da Florida, Serviço de Patologia	Terrell, Uhl & Funk (2003)
Castor Americano	Massachusetts	Fayer et al. (2006)
Coyote	Pennsylvania (Estados Unidos)	Trout, Santín & Fayer (2006)
Puma	Rio Grande do Sul Brasil	Fanfa, Farret, Silva, & Monteiro (2008)
Lémure	<i>Duke Lemur Center</i> (Carolina do Norte, Estados Unidos)	Charles-Smith, Cowen & Schopler (2010)

Tabela 29 – Espécies exóticas onde se identificou *Calodium hepaticum*.

Hospedeiro	Local	Autor
Antílopes	América do Norte Alberta	Barrett & Chalmers (1972)
Coioote	Canadá	Wobeser & Rock (1973)
Marmota	Canadá	Reynolds & Gavutis (1975)
Aves de rapina	C. de recuperação Califórnia	Baker, Morishita, Bartlett & Brooks (1996)
Leões	Tanzânia Serengeti	Bjork, Awerbeck & Stromberg (2000)
Cães da pradaria	Baltimor Zoo	Landolfi, Karim, Poynton & Mankowski (2003)
Lobos	Parque Natural Bolívia	Deem & Emmons (2005)
Roedores em cativeiro	Howletts - Wild Animal Trust, Kent	Redrobe & Patterson-Kane (2005)
Carnívoros silvestres	Rio Grande do Sul Brasil	Ruas, Soares, Farias & Brum (2003)
Primatas não humanos	Zoo - UK	Pizzi et al. (2008)
Pumas capturados	Sta Catarina - Brasil	Quadros, Pilati, Marque, Mazzolli & Benedet (2009)
Primatas não humanos	Zoos Ilhas Britânicas	Stidworthy et al. (2009)
Primatas não humanos	Zoo de Lisboa	Correia et al. (2011)

Igualmente foram identificadas *Hymenolepis diminuta* e *Syphacia obvelata*, respetivamente em gorilas e ratinhos de biotério, alimento de aves de rapina e répteis (Sill & Reyes, 1996; Reavill & Schmidt, 2010).

Oocistos de *Eimeria* spp. têm sido identificados em análises coprológicas, em várias espécies exóticas, nomeadamente: Aves de rapina (Baker et al., 1996); Leões (Bjork et al., 2000) e mustelídeos (lontra, furão e irara) (Javorouski & Passerino, 2006), desconhecendo-se no entanto a sua eventual transmissão.

Junker-Voss et al. (2004) efetuaram um estudo serológico a tratadores do zoo de Viena, no qual foram pesquisados diferentes parasitas zoonóticos, tendo-se evidenciado a infeção por *C. hepaticum*. A origem desta infeção foi atribuída ao número elevado de carcaças de *M. musculus* existentes naquele zoo.

Com base no estudo anteriormente referido, nas espécies parasitas identificadas, nas prevalências registadas e no grau de infestação de roedores encontrados no Jardim Zoológico de Lisboa, considera-se pertinente, propor a realização do diagnóstico serológico dos agentes zoonóticos identificados, aos tratadores e/ou outro pessoal do Zoo.

Após esta análise e em relação à infeção parasitária sugerem-se as seguintes medidas, para além das já aconselhadas no controlo de roedores, com vista à defesa da saúde pública:

- Aumentar a vigilância das populações de roedores presentes com o intuito de conhecer a evolução e dinâmica das suas comunidades parasitárias;
- Promover campanhas de desratização, principalmente nas épocas de menor abundância de roedores para potenciar o seu controlo;
- Incentivar a utilização de rodenticidas de morte rápida, evitando assim a morte dos animais infetados por *C. hepaticum* nos túneis e ninhos, onde a libertação dos ovos por atos de canibalismo vai fomentar o ciclo do parasita;
- Recolher periodicamente todas as carcaças de roedores, não permitindo assim que sejam consumidas por predadores;
- Destruir as carcaças recolhidas, preferencialmente por incineração;
- Fazer o rastreio de *C. hepaticum* e doutros agentes parasitários, nos animais do zoo, para estudar o provável envolvimento destes animais nos ciclos biológicos e na disseminação;
- Para além das análises coprológicas realizadas periodicamente, é importante a realização de necrópsias aos animais que morrem, para colheita e posterior identificação dos parasitas adultos, possibilitando um diagnóstico mais específico;
- Informar e esclarecer a comunidade médica e todo o pessoal trabalhador no Zoo sobre as parasitoses zoonóticas identificadas e para o eventual surgimento de casos de parasitoses humanas neste local;
- Alertar os médicos veterinários do Zoo de Lisboa para a possibilidade da intertransmissibilidade dos parasitas identificados neste estudo, entre os animais da coleção zoológica.

## 6 – CONCLUSÕES

O estudo desenvolvido no Jardim Zoológico de Lisboa permitiu determinar que o programa de biossegurança implementado está correto no que se refere:

- à existência de um protocolo de manejo, higiene e sanidade;
- ao controlo das limpezas diárias das instalações e espaços verdes;
- ao controlo do manejo específico para cada setor de intervenção e dos equipamentos de limpeza e de proteção física;
- ao uso de vestuário próprio e equipamento de proteção, pelos trabalhadores;
- à formação e educação dos tratadores através da frequência de cursos de formação que visam o conhecimento das espécies a seu cargo, relativamente ao comportamento, manejo e riscos associados às práticas de manejo.

No entanto, relativamente a uma das componentes com grande importância num programa de biossegurança, o controlo de pragas, verificou-se que apesar do conhecimento e identificação das principais pragas existentes no Zoo (roedores, aves e insetos), da prática de medidas internas e externas (empresa de desratização e desinsetização) implementadas para o seu controlo e nos trabalhos desenvolvidos e no que nos propuseram efetuar, com vista à pesquisa de agentes de doenças, particularmente as zoonóticas de que algumas das espécies de pragas são potenciais transmissoras, ainda há aspetos menosprezados que deveriam ser promovidos urgentemente, para os quais já foram apresentadas sugestões, no capítulo anterior.

As ações de formação aos tratadores, devem ser direcionadas a esta temática, visando a monitorização das pragas existentes e a aplicação correta de medidas de prevenção e controlo das mesmas.

No estudo parasitário em 100 roedores verificou-se que 82 (82,0 %) apresentavam formas de eliminação parasitária, com maior número de animais positivos para a espécie *Rattus norvegicus* (84,0%), apresentando os da espécie *Mus musculus* uma similar taxa de infeção (80,0 %).

Identificaram-se nove espécies de parasitas, duas em Protozoa (*Eimeria* spp. e *Cryptosporidium parvum*), duas em Cestoda (forma larvar de *Taenia taeniaeformis* - *Cysticercus fasciolaris* e *Hymenolepis diminuta*) e cinco em Nematoda (*Nippostrongylus brasiliensis*, *Heterakis spumosa*, *Syphacia obvelata*, *Calodium hepaticum* e *Trichuris muris*), independentemente da espécie de roedor.

Em *R. norvegicus* foi possível determinar uma das espécies de *Eimeria*, como *Eimeria nieschulzi*.

As maiores infeções foram apresentadas por *Heterakis spumosa* (39,0%), *Syphacia obvelata* (37,0%), *Calodium hepaticum* (32,0%) e *Nippostrongylus brasiliensis* (29,0%). A

prevalência mais elevada em *Rattus norvegicus* foi determinada em *Nippostrongylus brasiliensis* (56,0%) e para *Mus musculus*, em *Syphacia obvelata* (50,0%).

*R. norvegicus* apresentou as infeções mais graves, com 81,0% de infeções com mais de uma espécie parasitária presente, enquanto que em *M. musculus*, predominaram as infeções simples (62,5%).

De salientar que *Cryptosporidium parvum* é novidade faunística em Portugal, para as duas espécies de roedores em estudo e *Eimeria nieschulzi*, para *R. norvegicus*.

Das espécies identificadas *Cryptosporidium parvum*, *Calodium hepaticum* e *Syphacia obvelata* são transmissíveis diretamente a primatas, incluindo o Homem e *Cysticercus fasciolaris* e *Hymenolepis diminuta* indiretamente aos mesmos hospedeiros.

Estes primeiros dados salientam o interesse deste estudo, no sentido de se conhecerem as inter-relações que estes parasitas estabelecem com o meio ambiente, com os animais da coleção do Zoo de Lisboa, e com o próprio Homem, assim como a necessidade do controlo dos roedores em zóos e parques naturais, visto assumirem o papel de reservatórios de parasitas potencialmente zoonóticos.

Assim, dada a importância que algumas pragas representam como transmissoras de doenças, considera-se de extrema importância, que este estudo seja alargado a outras espécies de pragas existentes no Zoo, nomeadamente aos pombos e incidindo também noutros agentes etiológicos, como fungos, vírus e bactérias, igualmente responsáveis pela transmissão de doenças aos animais e ao Homem.

Após o exposto, espera-se que os resultados obtidos neste trabalho, as questões levantadas, bem como as sugestões apresentadas, tenham contribuído ou possam de algum modo vir a contribuir para a implementação de um plano de controlo integrado de pragas que inclua: medidas de prevenção, medidas corretivas e medidas de eliminação e toda uma equipa de trabalho que envolva médicos-veterinários, enfermeiros veterinários, curadores, tratadores e jardineiros, que atue em conjunto para o mesmo fim: promover a saúde e o bem-estar dos animais, deles próprios e dos visitantes.

## 7 – BIBLIOGRAFIA

- ACISCM (2009). *Controlo de pragas*, Acedido em maio, 25, 2011, disponível em: [http://www.acism.pt/index.php?action=viewArticle&article\\_id=111&mod=articles](http://www.acism.pt/index.php?action=viewArticle&article_id=111&mod=articles).
- Ahmad, M.S. (2009). *Studies on rats and mice as a reservoir of zoonotic parasites*. Dissertação de Doutoramento em Filosofia. Lahore: Parasitology University of Veterinary and Animal Sciences. Acedido em maio, 25, 2012, disponível em: <http://pr.hec.gov.pkThesis242S.pdf>.
- Ahmad, M.S., Maqbool, A., Mahmood-ul-Hassan, M., Mushtaq-ul-Hassan, M. & Anjum, A.A. (2011). *Capillaria hepatica* (Nematode) in rodents of the lahore metropolis corporation – Pakistan. *J. Anim. Plant. Sci.* 21, 4, 787-793 ISSN: 1018-7081.
- Al-Jashamy, K. & Islam, M.N. (2007). Morphological study of *Taenia taeniaeformis* scolex under scanning electron microscopy using hexamethyldisilazane. *Annals of Microscopy*, 7, 80-83.
- Alderton, D. (1996). *Rodents of the world*, Blandford Pr.
- Almeida, H. (1998). *Práticas alternativas de controle de pragas e doenças na agricultura - coletânea de receitas*. Campinas: EMOPI.
- Almeida, V.C.T. (2008). *Notas sobre a teoria e a prática do controlo dos roedores. I - Rattus rattus* (Linnaeus, 1758). Região autónoma da Madeira: Direção Regional de Agricultura e Desenvolvimento Rural. Secretaria Regional do Ambiente e Recursos Naturais. 53 pp.
- Alves, J.M.M. (2009). *Implementação de pré-requisitos para um sistema de autocontrolo nos mercados municipais de Lisboa – 31 de janeiro e Ribeira*. Dissertação de Mestrado em Medicina Veterinária. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária – Universidade de Lisboa.
- Alves, D.P., Britto, M.H.S. & Guaraldo, A.M.A. (2004). Criptosporidiose em camundongos imunodeficientes, *Biotecnologia, Ciência e Desenvolvimento*, 32, 55-60.
- Amaral, J.J.S. & Puchades-Pradas, R.M. (2007). Os roedores das ilhas Flores e Corvo: distribuição, fertilidade e morfometria. XIII Expedição Científica do Departamento de Biologia - Flores e Corvo 2007. *Rel. Com. Dep. Biol.*, 35, 59-64.
- Amaro, F.I.F. (2011). *Os roedores e sua importância na Saúde Pública*. Acedido em Dez. 12, 2011, disponível em: [http://www.aldeia.org/portal/user/documentos/FatimaAmaro\\_roedores.pdf](http://www.aldeia.org/portal/user/documentos/FatimaAmaro_roedores.pdf).
- Amaro, F., Alves, M.J., Bacellar, F., Sousa, R., Santos Silva, M., Santos, A., Formosinho, P., Luz, T., Ângelo, H., Júlio, C., Correia, C., Ferreira, I., Gomes, S., Rocha, M.A., Matos, M.A., Benoliel, C., Matos, R. & Nuncio, M.S. (2003). Estudo epidemiológico de alguns agentes zoonóticos em roedores. *Ata Parasitológica Portuguesa*, 10 (1), 102-103.
- Amori, G., Hutterer, R., Kryštufek, B., Yigit, N., Mitsain, G. & Muñoz, L.J.P. (2008). *Rattus rattus*. In: IUCN 2011. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2011.2. Acedido em out. 2, 2011, disponível em: [www.iucnredlist.org](http://www.iucnredlist.org).

- Arneberg, P., Skorping, A., Grenfell, B. & Read, A.F. (1998). Host densities as determinants of abundance in parasite communities. *Proceedings of the Royal Society B*, 265, 1283-1289.
- Aves de Portugal (2012). *Gaivotas*. Acedido em Jan. 3, 2012, disponível em: <http://www.avesdeportugal.info/gaivotas.html>.
- Bajer, A., Behnke, J.M., Pawełczyk, A., Kulis, K., Sereda, M.J. & Sinski, E. (2005). Medium-term temporal stability of the helminth component community structure in bank voles (*Clethrionomys glareolus*) from the Mazury Lake District region of Poland. *Parasitology* 130, 213-228.
- Baker, D.G., Morishita, T.Y., Bartlett, J.L. & Brooks, D.L. (1996). Coprologic survey of internal parasites of Northern California raptors. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 27 (3), 358–363.
- Batista, L.F., Trail, P.W. & Horblit, H.M. (1997). Family Columbidae (Doves and Pigeons). In: del Hoyo, J., Elliott, A. & Sargatal, J. (editors): *Handbook of birds of the world*, 4: Sandgrouse to Cuckoos. Lynx Edicions, Barcelona.
- Barrett, M.W. & Chalmers, G.A. (1972). *Capillaria hepatica* (Nematoda: Trichuridae) in pronghorn antelope (*Antilocapra americana* ord) in Alberta. *Journal of Wildlife Diseases*, 8, 332-334.
- Baur, F.J. (1984). *Insect Management for Food Storage and Processing*. USA: Amer Assn of Cereal Chemists.
- Behnke, J.M., Barnard, C., Hurst, J.L., McGregor, P.k., Gilbert, F. & Lewis, J.W. (1993). The prevalence and intensity of infection with helminth parasites in *Mus spretus* from Setubal Peninsula of Portugal. *Journal of Helminthology*, 67, 115-122.
- Bell, W.J., Roth, L.M. & Nalepa, C.A. (2007). *Cockroaches: Ecology, behavior, and natural history*. Baltimore, Maryland: The Johns Hopkins University Press.
- Berry, R.J. & Scriven, P.N. (2005). The house mouse: a model and motor for evolutionary understanding. *Biological Journal of the Linnean Society*, 84, 335-347.
- Bjork, K.E., Averbeck, G.A. & Stromberg, B.E. (2000). Parasites and parasite stages of free-ranging wild lions (*Panthera leo*) of northern Tanzania. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 31 (1), 56–61.
- Boieiro, M., Espadaler, X., Azedo, A.R., Serrano, A.R.M. (2002). Four new species to the ant fauna of Portugal (Hymenoptera, Formicidae). *Boletim da Sociedade Portuguesa de Entomologia*, 202 (VII-20), 253-259.
- Boieiro, M., Espadaler, X., Azedo, A.R., Collingwood, C., Serrano, A.R.M. (2009). One genus and three ant species new to Portugal (Hymenoptera, Formicidae). *Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa*, 45, 515–517.
- Bolton, B. (1995). *A new general catalogue of the ants of the world*. Harvard University Press.

- Bomford, M. (1987) - Food and reproduction of wild house mice I. Diet and breeding season in various habitats on irrigated cereal farms in New South Wales. *Australian Wildlife Research*, 14, 183-196.
- Borror, D.J., Triplehorn, C.A. & Johnson, N.F. (1992) - *An introduction to the study of insects*. 6th. ed. New York: Saunders College Publishing.
- Boursot, P., Auffray, J.C., Brittondavidian, J. & Bonhomme, F. (1993). The evolution of house mice. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 24, 119-152.
- Bowman, D.D. (2009). *Georgis' Parasitology for veterinarians*. (9th ed.). St Louis, Missouri: Saunders Elsevier.
- Brower, A. I. & Cranfield, M. R. (2001). *Cryptosporidium* sp. – Associated enteritis without gastritis in rough green snakes (*Opheodrys aestivus*) and a common garter snake (*Thamnophis sirtalis*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 32, 1, 101-105.
- Burger, J. & Gochfeld, M. (1996). Family Laridae (Gulls). In del Hoyo, J., Elliott, A., Sargatal, J. (Eds.). *Handbook of the Birds of the World*. 3, Hoatzin to Auks. Barcelona: Lynx Edicions.
- Burnie, D. (2001). *Animal*. London: Dorling Kindersley.
- Bush, A.O., Lafferty, K.D., Lotz, J.M. and Shostak, A.W. (1997). Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *The Journal of Parasitology*, 83 (4), 575-583.
- Cabral, D.D., Barbosa, F.C., Strasser, C. & Barsotti, S.R.H. (2001). Exame de fezes de mamíferos silvestres para verificação de parasitismo por *Cryptosporidium* sp. *Bioscience J.* 17 (1), 77-83.
- Câmara Municipal de Lisboa (2012). Regulamento interno da Câmara Municipal de Lisboa, referente ao controlo e prevenção de pragas. Acedido em maio 4, 2012, disponível em: <http://lisboalimpa.cm-lisboa.pt/index.php?id=990>.
- Charles-Smith, L.E., Cowen, P. & Schopler, R. (2010). Environmental and physiological factors contributing to outbreaks of *Cryptosporidium* in coquerl's sifaka (*Propithecus coquereli*) at Duke Lemur Center: 1999-2007. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 41, 3, 438-444.
- Catanho, H., Pereira da Fonseca, I.M., Mathias, M.L., Centeno Lima, S., Madeira de Carvalho, L.M., Bruno de Sousa, C., Afonso-Roque, M.M., Rosário, V. & Fazendeiro, I. (2003). Estudo comparativo da fauna parasitológica de uma população de ratinho-caseiro (*Mus domesticus*) e de ratinho ruivo (*Mus spretus*) do concelho de Grândola (Alentejo, Portugal). Resultados preliminares. *Ata Parasitológica Portuguesa*, 10 (1), 52-53.
- Casanova, J.C., Miquel, J., Fons, R., Molina, X., Feliu, C., Mathias, M.L., Torres, J., Libois, R. Santos-Reis, M., Collares-Pereira, M. & Marchand, B. (1996). On the helminthofauna of wild mammals (Rodentia, Insectivora and Lagomorpha) in Azores Archipelago (Portugal). *Vie et Milieu*, 46 (3/4), 253-259.
- Catry, P., Costa, H., Elias, G., Matias, R. (2010). *Aves de Portugal. Ornitologia do Território Continental*. Lisboa: Assírio & Alvim.



- Chieffi, P.P., Sens, Y.A., Paschoalotti, M.A., Miorin, L.A., Silva, H.G., Jabur, P. (1998). Infection by *Cryptosporidium parvum* in renal patients submitted to renal transplant or hemodialysis. *Rev. Soc. Brás. Med. Trop.*, 31 (4), 333-7.
- CIIMAR (2011). *Controlo da população de gaivotas na área metropolitana do Porto. Relatório final*. Porto: Centro Interdisciplinar de Investigação Marinha e Ambiental.
- Ciffoni, E.M.G. (2006). *Biossegurança e riscos biológicos nos setores cirúrgicos das unidades veterinárias de parque zoológicos*. Dissertação de pós graduação em Medicina de animais selvagens e exóticos. Curitiba: Instituto Qualittas.
- Collingwood, C., Prince, A. (1998). A guide to ants of Continental Portugal (Hymenoptera: Formicidae). *Boletim da Sociedade Portuguesa de Entomologia*, 5, 49-51.
- Collins, D. & Powell, D. (1996). Applied pest control at woodland park zoological gardens. *Proceedings American Association of Zoo Veterinarians*, 290-295.
- Cordero-del-Campillo, M., Castañón-Ordóñez, L. & Reguera-Feo, A. (1994). *Índice-catálogo de Zooparásitos Ibéricos*. León: Secretariado de Publicaciones de la Universidad de León.
- Correia, J., Noiva, R., Pissarra, H., Fernandes, T., Bernardino, R., Madeira de Carvalho, L., Afonso, F., Peleteiro, C. (2011). Four cases of *Callodium hepaticum* infection in non-human primates from the Lisbon Zoological garden, Portugal. *Proc. Int. Conference on diseases of Zoo and Wild Animals*, 13-22.
- Corrigan, R.M. (2001). *Rodent control. A practical guide for pest management professionals*. Cleveland: GIE Media
- Crompton, D.W.T. (1999). How much human helminthiasis is there in the world? *The Journal of Parasitology*, 85, 397-403.
- Cross, J.H. (1998). Capillariosis. In: Palmer, S.R., Soulsby, L., Simpson, I.H. *Zoonoses*. Oxford: Oxford University Press.
- Cruz, J.S.P. (2006). Fatores de variação da fauna helmintológica em populações de roedores da Ilha de S. Miguel (Açores) e possível relação com *Leptospira* spp. Relatório do Curso Pós-Graduado de especialização em Biologia. Lisboa: Faculdade de Ciências – Universidade de Lisboa.
- Cruz, J.S.P., Reis, S.M., Trinca, A. (2007). Helmintas zoonóticos em populações de roedores da ilha de São Miguel (Açores). *Atas del X Congreso Ibérico de Parasitología* (CIP 10), P 71, Madrid: Servicio de Publicaciones, Universidad Complutense de Madrid. ISBN 978-84-96704-04-6.
- Cubas, Z.S., Silva, J.C.R, Catão-Dias, J.L. (2007). *Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária*, São Paulo: Editora Roca Ltda, Brasil.
- Dall'Olio, A.J., & Franco, R.M.B. (2004). Ocorrência de *Cryptosporidium* spp. em pequenos mamíferos silvestres de três áreas serranas do Sudeste brasileiro. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.*, 56 (1), 25-31.
- Daly, H.V., Doyen, J.T. & Purcell, A.H. (1998). *Introduction to insect biology and diversity*. Oxford: Oxford University Press.

- Decreto Lei n.º 169/99, de 18/9, alterado pela Lei n.º 5A/2002, de 11/1 - Regime jurídico de funcionamento dos órgãos dos Municípios e das Freguesias.
- Deem, S.L. & Emmons, L.H. (2005). Exposure of free-ranging maned wolves (*Chrysocyon brachyurus*) to infectious and parasitic disease agents in the Noel Kempff Mercado National park, Bolivia. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 36 (2), 192–197.
- Delgado, E., Fonseca, I.P., Fazendeiro, I., Matos, O., Antunes, F. & Cunha, M.B. (2003). *Cryptosporidium* spp. in ruminants at the Lisbon Zoo. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 34 (4) 352-356.
- Dias, J.A.T. & Cortinhas, D. (1992). *O livro do Zoo*. Lisboa: AP edições.
- Dias, R. M; Chieffi, P. P; Torres, D. M; Mangini, A. C (1981). Parasitas do género *Eimeria* (Coccidia Eimeriidae), *E. separata* e *E. nieschulzi*, em *Rattus norvegicus* capturados no município de São Paulo, SP, Brasil. *Rev. Inst. Adolfo Lutz*, 41 (2), 101-105.
- Duszynski, D.W (1971). Increase in size of *Eimeria* separate oocysts during patency. *J. of Parasitology*, 57 (5), 948-952.
- Ernst, J.V., Chobotar, B. & Hammond, D.M. (1971). The oocysts of *Eimeria vermiformis* sp. n. and *E. papillata* sp. n. (Protozoa: Eimeriidae) from the Mouse *Mus musculus*. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 18 (2), 221-223.
- Espadaler, X., Azedo, R., Bernardes, C., Figueiredo, D. & Serrano A.R.M. (2008). Additions to the Ant fauna of Portugal (Hymenoptera: Formicidae). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, 42, 349-351.
- Euzeby, J. (1984). *Les parasitoses humaines d'origine animale. Caractères épidémiologiques*. Chevilly-Larue, France: Flammarion Médecine-Sciences.
- Ezenwa, V.O. (2004). Host social behavior and parasitic infection: a multifactorial approach. *Behavioral Ecology*, 15, 446-454.
- Fanfa, V., Farret, M.H., Silva, A.S. & Monteiro, S.G. (2008). Endoparasitoses em puma (*Puma concolor*) na região sul do Brasil. *Estud Biol*. 30 (70/71/72), 159-61. Acedido em maio, 10, 2012, disponível em: <http://www.sovergs.com.br/conbravet2008/anais/cd/resumos/R0478-2.pdf>.
- FAO (2009). *Normas internacionais para medidas fitossanitárias*. NIMF n.º 5. *Glossário de termos fitossanitários*. Produzido pela Secretaria da Convenção Internacional para a Proteção dos Vegetais.
- FAO (2010). *Biosecurity. Principles and components. Part 1*. Acedido em Fev. 15, 2012, disponível em: <ftp://ftp.fao.org/docrep/fao/010/a1140e/a1140e01.pdf>.
- Fayer, R., Santín, M., Trout, M.J., DeStefano, S., Koenen, K. & Kaur, T. (2006). Prevalence of Microsporidia, *Cryptosporidium* spp., and *Giardia* spp. in beavers (*Castor canadensis*) in Massachusetts. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 37 (4), 492-497.
- Foreyt, W.J. (2001). *Veterinary Parasitology: reference manual*. (5th ed.). Iowa: University Press/Blackwell, ISBN 0-8138-2419-2.

- Fowler, M.E. (1986). *Zoonoses. Zoo & wild animal medicine*. (2th ed.). Philadelphia: W.B. Saunders.
- Fugassa, M.H., Cicchino, A., Sardella, N.H., Guichón, R.A., Denegri, G.M. & Araújo, A. (2007). Nuevas fuentes de evidencia para la paleoparasitologia y la antropologia biologica en Patagonia: resultados preliminares. *Revista Argentina de Antropología Biológica*. 9 (2), 51-57.
- FUNASA (2002). *Manual de controle de roedores*. Ministério da Saúde. Fundação Nacional de Saúde. Brasília: Ed. Assessoria de Comunicação e Educação em Saúde/Ascom/FUNASA, Núcleo de Editoração e Mídias de Rede, Brasil.
- Gibbs, D., Barnes, E. & Cox, J. (2001). *Pigeons and Doves: a guide to the pigeons and doves of the world*. London: A & C Black Publishers Ltd.
- Giordano, J.C. (2012). *Controle integrado de pragas*. Acedido em jan. 3, 2012, disponível em: <http://www.flavorfood.com.br/cip.pdf>.
- Gomez K., Espadaler, X. (2007). *Hormigas*. Acedido em dez. 10, 2011, disponível em: <http://www.hormigas.org/>.
- Gómez-Villamandos, J.C., Carrasco, L., Mozos, E. & Hervás, J. (1995). Fatal criptosporidiosis in ferrets (*Mustela putorius furo*): a morphopathologic study. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 26, 4, 539-544.
- Gonçalves, M.L.C., Araújo, A. & Ferreira, L.F. (2003). Human intestinal parasites in the Past: new findings and a review. *Mem Inst Oswaldo Cruz*, 98 (1), 103-118.
- Grzimek, B. (2003). *Grzimek's Animal Life Encyclopedia: Mammals*. in N. Schlager, D. Olendorf, M. McDade, eds. *Order: Rodentia*, 16, (pp. 126-128). (2nd ed.). Farmington Hills, MI: Gale Group.
- Haiger, A. (1983). *Métodos biométricos em produção animal*. Vila Real: Instituto Universitário de Trás-os-Montes e Alto Douro.
- Helhazar, M.F. (2012). *Avaliação do papel dos roedores das espécies Mus musculus e Rattus norvegicus como hospedeiros reservatórios de Leishmania infantum nos concelhos de Sesimbra e Sintra*. Dissertação de Mestrado em Medicina Veterinária. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária - Universidade Técnica de Lisboa.
- Health and Safety Executive (2006). *Managing health and safety in zoos*. Acedido em nov. 3, 2011, disponível em: [www.hse.gov.uk/pubns/web15.pdf](http://www.hse.gov.uk/pubns/web15.pdf).
- Hill, M.M. & Hill, A. (2009). *Investigação por questionário*. (2.<sup>a</sup> edição), Lisboa: Edições Sílabo Lda. ISBN: 978-972-618-273-3.
- Hölldobler, B. & Wilson, E.O. (1990). *The Ants*. Harvard University Press.
- Hosey, G., Melfi, V. & Pankhurst, S. (2009). *Zoo Animals behavior, management and welfare*. Oxford: Oxford University Press.
- Hoyo, J., Elliott, A. & Sargatal, J. (1996). *Handbook of the birds of the world*. 3: Hoatzin to Auks. Barcelona: Lynx Edicions.

- Hubálek, Z. & Rudolf, I. (2011). *Microbial Zoonoses and Sapronoses*. Springer Science+Business Media, London.
- Hunter, P.R. & Nichols, G. (2002). Epidemiology and clinical features of *Cryptosporidium* infection in immunocompromised patients. *Clin. Microbiol. Rev.*, 15 (1), 145-54.
- Jäkela, T., Khoprasertb, Y., Promkerdb, P. & Hongnarkb, S. (2006). An experimental field study to assess the effectiveness of bait containing the parasitic protozoan *Sarcocystis singaporensis* for protecting rice crops against rodent damage. *Crop protection*, 25, 773-780.
- Jardim Zoológico de Lisboa (2012 a). *Missão do Jardim Zoológico de Lisboa*. Acedido em fev. 12, 2012, disponível em: <http://www.zoolisboa.pt/missao.aspx>.
- Jardim Zoológico de Lisboa (2012 b). *História do Jardim Zoológico de Lisboa*. Acedido em fev. 12, 2012, disponível em: <http://www.zoolisboa.pt/historia.aspx>.
- Jardim Zoológico de Lisboa (2012 c). *Mapa do Jardim Zoológico de Lisboa*. Acedido em fev. 12, 2012, disponível em: [http://www.zoo.pt/mapa\\_zoo.aspx](http://www.zoo.pt/mapa_zoo.aspx).
- Javorouski, M.L. & Passerino, A.S.M. (2006). Carnivora – Mustelidae (Ariranha, Lontra, Furão, Irara, Ferret). In: Cubas, Z.S., Silva, J.C.R. & Catão-Dias, J.L., *Tratado de animais selvagens – Med. Vet.* São Paulo: Roca.
- Jimenez, F.A., Gardner, S.L., Araujot, A., Fugassa, M., Brookss, R.H., Racz E. & Reinhard K.J. (2012). Zoonotic and human parasites of inhabitants of cueva de los muertos Chiquitos, rio Zape Valley, Durango, Mexico. *J. Parasitol.*, 98 (2), 2012, pp. 304-309.
- Juncker-Voss, M., Prost, H., Lussy, H., Ezenberg, U., Auer, H., Lassnig, H., Muller, M., Nowotny, N. (2004). Screening for antibodies against zoonotic agents among employees of the Zoologica Garden of Vienna, Schönbrunn, Austria. *Berl Munch Tierarztl Wochenschr.* 117, 404-409.
- Kassai, T. (1999). *Veterinary helminthology*. Oxford: Reed educational and professional publishing, Ltd.
- Kataranovski, D.S., Vukićević-Radić, O.D. Kataranovski, M.V., Radović, D.L. & Mirkov, I.I. (2008). Helminth fauna of *Mus musculus* Linnaeus, 1758 from the suburban area of Belgrade, Serbia. *Arch. Biol. Sci.*, 62 (4), 609-617.
- Kataranovski, M., Zolotarevski, L., Belij, S., Mirkov, I., Stošić, J., Popov, A. & Kataranovski, D. (2010). First record of *Calodium hepaticum* and *Taenia taeniaeformis* liver infection in wild norway rats (*Rattus norvegicus*) in Serbia. *Arch. Biol. Sci.*, 62 (2), 431-440.
- Katsumata, T., Hosea, D., Ranuh, I.G., Uga, S., Yanagi, T. & Kohno, S. (2000). Short report: *Cryptosporidium muris* infection in humans. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 62 (1), 70-72.
- Kern, Jr., W.H. (1997). *Control of roof rats in fruit trees*, University of Florida, IFAS Extension. Acedido em junho 3, 2012, disponível em: <http://edis.ifas.ufl.edu/UW120>.
- Kleiman, G.D., Thompson, K.V. & Baer, C.K. (2010). *Wild mammals in captivity principles and techniques for Zoo management*. (2nd ed.). Chicago: The University of Chicago Press.

- Krauss, H., Weber, A., Appel, M., Enders, B., Graevenitz, A.V., Isenberg, H.D., Schiefer, H.G. Slenczka, W. & Zahner, H. (2003). *Zoonoses. Infectious diseases transmissible from animals to humans*. (3rd ed.). Washington: ASM Press. American Society for Microbiology, DC. U.S.
- Kravtchenko, V. (2008). *Columba livia* distribution. Acedido em jan. 3, 2012, disponível em [http://en.wikipedia.org/wiki/File:Columba\\_livia\\_distribution\\_map.png#filehistory](http://en.wikipedia.org/wiki/File:Columba_livia_distribution_map.png#filehistory).
- Kursk, M. & Entzeroth, R. (2008). Improved excystation protocol for *Eimeria nieschulzi* (Apikomplexa, Coccidia). *Parasitolo. Res.*, 102, 819-822.
- Lallo, M.A., Araújo, A.P.R., Favorito, S.E., Bertolla, P. & Bondan, E.F. (2009). Ocorrência de *Giardia*, *Cryptosporidium* e microsporídios em animais silvestres em área de desmatamento no Estado de São Paulo, Brasil. *Ciência Rural*, Santa Maria, 39 (5), 1465-1470. ISSN 0103-8478.
- Landaeta-Aqueveque, C.A., Robles, M.D.R. & Cattán, P.E. (2007). The community of gastrointestinal helminths in the housemouse, *Mus musculus*, in Santiago, Chile. *Parasitología Latinoamericana*, 62, 165-169.
- Landolfi, J.A., Karim, B.O., Poynton, S.L. & Mankowski, J.L. (2003). Hepatic *Calodium hepaticum* (Nematoda) infection in a Zoo colony of black-tailed prairie dogs (*Cynomys ludovicianus*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 34 (4), 371–374.
- Latham, N. & Mason, G. (2004). From house mouse to mouse house: the behavioural biology of free-living *Mus musculus* and its implications in the laboratory. *Applied Animal Behaviour Science*, 86, 261-289.
- Lima, E.C. & Stamford, T.L.M. (2003). *Cryptosporidium* spp. no ambiente aquático: aspetos relevantes da disseminação e diagnóstico. *Ciência & Saúde Coletiva*, 8 (3), 791-800.
- MacDonnald, D.W. & Tattersall, F.T. (2001). *Britain's mammals - the challenge for conservation*. Oxford: The Wildlife Conservation research Unit, Oxford University.
- Mallis, A. (1982). *Handbook of Pest Control*. (6th edition). Cleveland: Franzak and Foster.
- Marchiondo, A.A. & Duszynski, D.W. (1988). On the status of *Eimeria nieschulzi* oocysts embedded in resin eleven years ago: a permanent method for preserving coccidian oocysts. *J. Parasit.* 74 (4), 737-739.
- Martins, H.M., Rebêlo, E., Gomes, J., Waap, H., Felix, T., Monteiro, M., Carvalho, P., Mendonça, P., Albuquerque, T., Themudo, P. & Costa Gomes, L. (2008). Agentes infecciosos encontrados em pombos da cidade de Lisboa [abstract]. In Sociedade Portuguesa de Ciências Veterinárias (Ed.), *IV Congresso da Sociedade Portuguesa de Ciências Veterinárias, I Congresso Ibérico de Epidemiologia*, Fonte Boa, Santarém, 27-29 de novembro de 2008, pp 183. Acedido em junho 3, 2012, disponível em: [congresso@spcvet.pt](mailto:congresso@spcvet.pt).
- Mason, G. & Littin, K.E. (2003). The humaneness of rodent pest control. *Animal Welfare*, 12 (1), 1-37.

- Mathias, M.L. (1999). *Guia dos mamíferos terrestres de Portugal Continental, Açores e Madeira*. Instituto da Conservação da Natureza, Centro de Biologia Ambiental da Universidade de Lisboa.
- Merchant, G. (2011). *About pigeons*. Acedido em dez. 2, 2011, disponível em: [http://www.pigeonoff.co.uk/about\\_pigeons.htm](http://www.pigeonoff.co.uk/about_pigeons.htm).
- Milazzo, C., Cagnin, M., Di Bella, C., Geraci, F. & Ribas, A. (2010). Helminth fauna of commensal rodents, *Mus musculus* (Linnaeus, 1758) and *Rattus rattus* (Linnaeus, 1758) (Rodentia, Muridae) in Sicily (Italy). *Rev. Ibero-Latinoam. Parasitol.*, 69 (2), 194-198.
- Mobile Reference (2008). *The illustrated encyclopedia of european birds: an essential guide to birds of Europe*. Boston: Mobile reference.
- Morand, S. & Poulin, R. (1998). Density, body mass and parasite species richness of terrestrial mammals. *Evolutionary Ecology*, 12, 717-727.
- Mouriño, J., Sierra-Abraín, F., Arcos, F. (1999). Nidificación urbana de gaviota patiamarilla (*Larus cachinnans*) en Vigo (Galicia). *Chioglossa*, 1, 47-52.
- Musser, G., Amori, G., Hutterer, R., Kryštufek, B., Yigit, N. & Mitsain, G. (2008). *Mus musculus*. In: IUCN 2011. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2011.2. Acedido em out. 2, 2011, disponível em: [www.iucnredlist.org](http://www.iucnredlist.org).
- Nabi, F., Palaha, H. K., Sekhsaria, D. & Chiatale, D. (2007). *Capillaria hepatica* infestation. *Indian Pediatrics*, 44 (17), 781-782.
- Neto, A.H. & Stin, C. E. (2011). *Uma abordagem de dois testes não paramétricos com a utilização do Excel*. Brasil: Publ. Universidade Regional de Blumeau.
- Newton, I., Wyllie, I. & Dale, L. (1997). Mortality causes in british barn owls (*Tyto alba*), based on 1, 101 carcasses examined during 1963 - 1996. *2nd Owl Symposium*, 299-306. 5 - 9 de fevereiro de 1997. Acedido em abril 5, 2012, disponível em: <http://www.ncrs.fs.fed.us/epubs/owl/newton.pdf>.
- Nowak, R. (1999). *Walker's mammals of the world*. (6th ed.). Baltimore, Maryland: Johns Hopkins University Press.
- Ohio State University (2010). *Life cycle of coccidian*. Acedido em fev. 6, 2012, disponível em: [www.biosci.ohio-state.edu/~parasite/lifecycles/coccidia\\_lifecycle.gif](http://www.biosci.ohio-state.edu/~parasite/lifecycles/coccidia_lifecycle.gif).
- Olkowski, W., Daar, S. & Olkowski, H. (1991). *Common-sense pest control*. Connecticut: The Taunton Press.
- O` Meara, S. (2010). *Tapeworm-in-cats*. Acedido em fev. 6, 2012, disponível em: <http://www.pet-informed-veterinary-advice-online.com/tapeworm-in-cats.html>.
- Pereira, V.M.M. (2009). *Estudo da helmintofauna de Mus musculus (Rodentia) em São Miguel (Açores): fatores indutores de diversidade e potencial zoonótico*. Dissertação de Mestrado em Biologia Humana e Ambiente. Lisboa: Faculdade de Ciências – Universidade de Lisboa.
- Perrins, C. (2009). *The Encyclopedia of Birds*. Oxford: Oxford University Press.

- Petisca, J.L.N. & Montano, A.T. (1962). *A técnica da necrópsia em medicina veterinária*. Lisboa: Livraria Luso-Espanhola.
- Pizzi, R., Gordon, J.C., Flach, E.J., Routh, A.D., Clark, B. & Boardman, W.S.J. (2008). *Capillaria hepatica* (syn *Calodium hepaticum*) in primates in a zoological collection in the UK. *Veterinary Record*, 163, 690-691.
- Portal dedetização (2009). *Control de pragas, insetos rasteiros e voadores*. Acedido em jan. 26, 2012, disponível em: <http://www.dedetizacao-consulte.com.br/controle-de-pragas-insetos-rasteiros-voadores.asp>.
- Poulin, R. (2001). Interactions between species and the structure of helminth communities. *Parasitology*, 122, S3-S11.
- Public Health Concerne (2010 a). Life cycle of *Cryptosporidium*. Acedido em fev. 6, 2012, disponível em: [www.dpd.cdc.gov/dpdx/HTML/Frames/A-F/Cryptosporidiosis/body\\_Cryptosporidiosis.htm](http://www.dpd.cdc.gov/dpdx/HTML/Frames/A-F/Cryptosporidiosis/body_Cryptosporidiosis.htm).
- Public Health Concerne (2010 b). Life cycle of *Hymenolepis diminuta*. Acedido em fev. 6, 2012, disponível em: [http://es.wikipedia.org/wiki/Hymenolepis\\_diminuta&docid=awOC44Z\\_WVU3yM&imgurl](http://es.wikipedia.org/wiki/Hymenolepis_diminuta&docid=awOC44Z_WVU3yM&imgurl)
- Public Health Concerne (2010 c). *Life cycle of C. hepatica*. Acedido em fev. 6, 2012, disponível em: [http://www.dpd.cdc.gov/dpdx/images/ParasiteImages/A-F/Capillariasis/C\\_hepatica\\_LifeCycle](http://www.dpd.cdc.gov/dpdx/images/ParasiteImages/A-F/Capillariasis/C_hepatica_LifeCycle).
- Quadros, R.M., Pilati, C., Marques, S.M.T., Mazzolli, M. & Benedet, R.C. (2009). *Capillaria hepatica* in *Puma concolor*: first report in Brazil. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 40 (3), 586–587.
- Rademacher, U., Jakob, W. & Bockhardt, I. (1999). *Cryptosporidium* infection in beech martens (*Martes foina*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 30, 3, 421-422.
- Randall, C. (1999). *Vertebrate pest management. A guide for commercial applicators*. category 7D. Michigan: State University Extension.
- Randall, C. (2001). *General pest control 10a. A guide for commercial applicators*, Michigan: State University Extension.
- Reavill, D. & Schmidt, R.(2010). Review of the internal metazoan parasites in domestic rats and mice. [abstract]. *Proceedings AAZV AAWV Joint Conference*, 158.
- Rees, P.A. (2011). *An introduction to Zoo biology and management*. West Sussex: Wiley-Blackwell.
- Redrobe, S. P. & Patterson-Kane, J. C. (2005) - *Calodium hepaticum* (syn. *Capillaria hepatica*) in captive rodents in a Zoological Garden, *J. Comp. Path.*,133, 73–76.
- Reduker, D.W., Duszynski, D.W. & Yates, T.L. (1987). Evolutionary relationships among *Eimeria* spp. (Apicomplexa) infecting cricetid rodents. *Canadian Journal of Zoology*, 65 (3), 722-735.
- Rego, A.A. (1966). Sobre alguns helmintas parasitas de *Rattus norvegicus* Berk de Portugal. *Anais da Escola Superior de Medicina Veterinária*, 8, 151-161.

- Resendes, A.R., Amaral, A.F.S., Rodrigues, A. & Almeria, S. (2009). Prevalence of *Calodium hepaticum* (Syn. *Capillaria hepatica*) in house mice (*Mus musculus*) in the Azores archipelago. *Veterinary Parasitology* 160, 340–343.
- Reynolds, W.A. & Gavutis, G. (1975). *Capillaria hepatica* in a groundhog (*Marmota monax*). *Journal of Wildlife Diseases*, 11, 13.
- Robinson, W.H. (1996). *Urban entomology: Insect and mite pests in the human environment*. London: Chapman & Hall.
- Roque, M.M., Mendonça, M.M., Marcos, M.V., Lopes, F.J. (1984). Endoparasitas encontrados no rato cinzento (*Rattus norvegicus* Berk.) da zona de Lisboa. *Revista Portuguesa de Doenças Infecciosas*, 7 (2), 101-109.
- Roque, M.M. (1989). *Fauna helmintológica de vertebrados terrestres da Ilha de S. Miguel (Açores)*. Dissertação de Doutoramento em Biologia. Universidade dos Açores.
- Ruas, J.L., Soares, M.P., Farias, N.A.R. & Brum J.G.W. (2003). Infecção por *Capillaria hepatica* em carnívoros silvestres (*Lycalopex gymnocercus* e *Cercdocyon thous*) na região sul do Rio Grande do Sul. *Arq. Inst. Biol.*, 70 (2), 127-130.
- Ruedas, L. (2008). *Rattus norvegicus*. In: IUCN 2011. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2011. Acedido em Out. 2, 2011, disponível em: [www.iucnredlist.org](http://www.iucnredlist.org).
- SAS (2004). SAS® 9.1.2. for Microsoft Windows. SAS International, Heidelberg, Germany
- Santoro, C., Vinton, S.D. & Reinhard, K.J. (2003). Inca Expansion and Parasitism in the Lluta Valley: Preliminary Data. *Mem Inst Oswaldo Cruz*, 98 (Supl. I): 161-163.
- Schwartz, C.W. & Schwartz, E.R. (2001). *The wild mammals of Missouri*. Missouri: University of Missouri Press.
- Shellabarger, W.C. (1994). *Zoo personnel health program recommendations. Infectious diseases committee. American Association of Zoo Veterinarians*.
- Sill, F.G. & Reyes, J.P. (1996). Treatment of balantidiasis in lowland gorillas and a case complicated with salmonellosis and lead poisoning. *Proceedings American Association of Zoo Veterinarians*, 410-417.
- Simas, H. (2005). Controle de aves! Como e porquê? [abstract]. In Sociedade Portuguesa de Ciências Veterinárias (Ed.), *III Congresso da Sociedade Portuguesa de Ciências Veterinárias*, Fonte Boa, Santarém, 14-15 de outubro de 2005, pp 155. ISBN: 972-99044-2-1.
- Simões, R.L.R. (2009). *Gaivotas como reservatório e vetor de Escherichia coli produtoras de β-lactamases de espectro alargado*. Dissertação de Mestrado em Medicina Veterinária. Porto: Instituto de Ciências Biomédicas Abel Salazar - Universidade do Porto.
- Singla, L.D., Singla, N., Parshad, V.R., Juyal, P.D. & Sood, N.K. (2008). Rodents as reservoirs of parasites in India. *Integrative Zoology*, 3, 21-26.
- Singleton, G.R. & Krebs, C.J. (2007). The secret world of wild mice. In *The mouse in biomedical research. Volume 1: History, wild mice, and genetics*. Ed. Fox, J.G.,



- Barthold, S.W., Davisson, M.T., Newcomer, C.E., Quimby, F.W. & Smith, A.L. San Diego: Academic Press/Elsevier.
- Smales, L.R. (2009). Helminths of *Melomys rufescens* and *Melomys* spp. (Muridae: Hydromyinae) from Papua New Guinea with the descriptions of a new genus and five new species in the Heligmonellidae (Nematoda: Trichostrongyloidea). *The Raffles Bulletin of Zoology*, 57, 5-15.
- Soulsby, E.J.L. (1986). *Helminths, artropods and protozoa of domesticated animal* (7th edition). London: Baillière Tindall.
- Spratt, D.M. & Singleton, G.R. (2001). Hepatic capillariasis. In Samuel W.M., Pybus, M.J. & Kocan, A.A. (Eds), *Parasitic diseases of wild mammals* (2nd ed.) (pp. 365–379). London: Manson Publishing/The Veterinary Press.
- Sprenger, R.M. (2008). *Hygiene for management: text for food safety courses*. (14th ed.). South Yorkshire: Highfield Ltd., UK.
- Stidworthy, M.F., Lewis, J.C.M., Masters, N.J., Boardman, S.L., Hopper, J.S., Linan, F.J.L., Redrobe, S.P. & Sayers, G (2009). *Capillaria hepatica* in primates in zoological collections in the British Isles – *Vet. Rec.*, 164-166.
- Stojčević, D., Marinculić, A. & Mihaljević, Z. (2002). Prevalence of *Capillaria hepatica* in Norway rats (*Rattus norvegicus*) in Croatia. *Veterinarski Arhiv.*, 72 (3), 141-149, ISSN 0372-5480.
- Stone, W.B., Okoniewski, J.C. & Stedelin, J.R. (1999). Poisoning of wildlife with anticoagulant rodenticides in New York. *Journal of Wildlife Diseases*, 35, 187–193.
- Stranger, C.B.L. (1992). Insect pests and their eradication (non-chemical methods). *Australian Library Journal*, 41, 180-183.
- Subramanyam, B. Wawrzynski, R.P. (1999). *Environmentally conscious methods of pest control in and around homes*. University of Minnesota extension, Minnesota. Acedido em fev. 16, 2012, disponível em: <http://www.extension.umn.edu/distribution/horticulture/dg6269.html>.
- Taylor, K.D., Hammond, L.E. & Quay, R.J. (1974). The reactions of common rats to four types of live capture traps. *Journal of Applied Ecology*, 11, 453-459.
- Taylor, M.A., Coop, R.L. & Wall, R.L. (2007). *Veterinaire parasitology*. (3th ed.). Oxford: Blackwell Publishing.
- Terrell, S.P., Uhl, E.W. & Funk, R.S. (2003). Proliferative enteritis in leopard geckos (*Eublepharis macularius*) associated with *Cryptosporidium* sp. Infection. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 34, 1, 69-75.
- Terrier, P., Hack, I., Hatz, C., Theintz, G. & Roulet, M. (1999) Hepatic capillariasis in a 2-year-old boy [case report]. *Journal of Pediatric Gastroenterology and Nutrition*, 28, 338-340.
- Tesana, S., Puapairoj, A. & Saeseow, O. (2007). Granulomatous, hepatolithiasis and hepatomegaly caused by *Capillaria hepatica* infection: first report of Thailand. *Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health*, 38, 636-640.

- Torres, J., Gracenea, M., Gómez, M.S., Arrizabalaga, A. & González-Moreno, O. (2000). The occurrence of *Cryptosporidium parvum* and *C. muris* in wild rodents and insectivores in Spain. *Vet. Parasitol.*, 92 (4), 253-260.
- Trout, J.M., Santín, M. & Fayer, R. (2006). *Giardia* and *Cryptosporidium* species and genotypes in Coyotes (*Canis latrans*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 37 (2), 141-144.
- Vaz, Y. (2010). *Apontamentos da disciplina de Controlo de Pragas*. Mestrado em Segurança Alimentar. Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Técnica de Lisboa.
- Wanless, R.M., Angel, A., Cuthbert, R.J., Hilton, G.M. & Ryan, P.G. (2007). Can predation by invasive mice drive seabird extinctions? *Biology Letters*, 3, 241-244.
- WAZA (2005). *Building a Future for Wildlife-The World Zoo and Aquaria Conservation Strategy*. Bern, Switzerland: WAZA Executive Office. Acedido em maio 16, 2012, disponível em: <http://www.waza.org>.
- WHO (2012). *Zoonotic infections*. Acedido em abril, 4, 2012, disponível em: [www.who.int/vaccine\\_research/diseases/zoonotic/en/index.html](http://www.who.int/vaccine_research/diseases/zoonotic/en/index.html).
- Witmer, G. & Jojola, S. (2006). What's up with house mice? – a review. *Proceedings of the Vertebrate Pest Conference*, 22, 124-130.
- Witmer, G.W., Boyd, F. & Hillis-Starr, Z. (2007). The successful eradication of introduced roof rats (*Rattus rattus*) from Buck island using diphacinone, followed by an irruption of house mice (*Mus musculus*). *Wildlife Research*, 34, 108-115.
- Wiwanitkit, V. (2004). Overview of *Hymenolepis diminuta* infection among Thai patients. *Medscape General Medicine*, 6 (2), 7.
- Wobeser, G.G. & Rock, T.W. (1973). *Capillaria hepatica* (Nematoda: Trichuridae) in a coyote (*Canis latrans*). *Journal of Wildlife Diseases*, 9, 225-226.
- Wright, S. & Brown, R. (2000). Maternal behavior, paternal behavior, and pup survival in CD-1 albino mice (*Mus musculus*) in three different housing conditions. *Journal of Comparative Psychology*, 114, 183-192.
- Xiao, L., Fayer, R., Ryan, U. & Upton, S.J. (2004). *Cryptosporidium* Taxonomy: Recent advances and implications for Public Health. *Clin. Microbiol. Rev.*, 17 (1), 72-97.
- Zhao, X. & Duszynski, D.W. (2001). Phylogenetic relationships among rodent *Eimeria* species determined by plastid ORF470 and nuclear 18S r DNA. *International Journal for Parasitology*, 31, 715-719.
- Zina, V.M.L.F. (2008). *Formigas (Hymenoptera, Formicidae) associadas a pomares de citrinos na região do Algarve*. Dissertação de Mestrado em Engenharia Agrónómica. Lisboa: Instituto Superior de Agronomia - Universidade Técnica de Lisboa.

## **Diversidade parasitária em roedores do Jardim Zoológico de Lisboa. Primeiros dados**

Crespo, A. P. M.<sup>1</sup>; Vaz, Y. <sup>1</sup>; Lapão, N.<sup>2</sup>; Madeira de Carvalho, L. M.<sup>1</sup>

<sup>1</sup> Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Técnica de Lisboa, Avenida da Universidade Técnica, 1300-477 Lisboa;

<sup>2</sup> Jardim Zoológico de Lisboa, Estrada de Benfica, 158-160, 1549-004 Lisboa, Portugal.

Integrado num estudo sobre controlo de pragas no Jardim Zoológico de Lisboa, efetuou-se um levantamento parasitológico em roedores capturados por armadilhas mecânicas, com o objetivo de identificar os parasitas presentes e a sua transmissibilidade aos outros animais e ao Homem.

Assim, entre abril e junho de 2011, realizaram-se necrópsias parasitárias a 35 roedores: 11 *Rattus norvegicus* e 24 *Mus musculus*. Fizeram-se esfregaços por aposição do fígado (coloração pelo Giemsa) e esfregaços de fezes por extensão (coloração pelo Ziehl-Neelsen), para pesquisa, respetivamente, de ovos de *Calodium hepaticum* e oocistos de *Cryptosporidium* sp. Sempre que possível, os conteúdos gastrintestinais foram sujeitos a decantações sucessivas para recolha de espécimes adultos. Efetuaram-se também análises coprológicas pelas técnicas de Willis e de sedimentação espontânea. Os espécimes adultos foram fixados em álcool a 70 %, esclarecidos pelo *Lactofenol de Amman* e a sua identificação foi realizada com base em microscopia ótica.

Dos 35 roedores observados, com as técnicas referidas, 24 (77,14 %) apresentaram formas imaturas ou maduras de parasitas, com as seguintes prevalências: *R. norvegicus* (100,00 %) e *M. musculus* (66,67 %).

Por necrópsia, escarificação e esfregaços a fresco identificaram-se espécimes adultos de *Heterakis spumosa*, *Nippostrongylus brasiliensis*, *Syphacia obvelata* e *Calodium hepaticum*. Observou-se ainda *Cysticercus fasciolaris*, forma larvar de *Taenia taeniformis*. Através de coprologia por método de flutuação e esfregaços fecais corados pelo Ziehl-Neelsen, observaram-se ovos de *Hymenolepis diminuta*, *Heterakis* sp., *Syphacia* sp., *Trichuris* sp. e oocistos de *Eimeria* sp. e *Cryptosporidium* sp.

Das espécies identificadas *Calodium hepaticum* e *Cryptosporidium* sp. podem ser transmissíveis diretamente a primatas, incluindo o Homem e *Cysticercus fasciolaris* e *Hymenolepis diminuta* indiretamente aos mesmos hospedeiros.

Estes primeiros dados salientam a importância e o interesse deste estudo, no sentido de se conhecerem as inter-relações que estes parasitas estabelecem com o meio ambiente, com os animais residentes no Zoo de Lisboa, e com o próprio Homem, assim como a necessidade do controlo dos roedores em zoológicos e parques naturais, visto assumirem o papel de reservatórios de parasitas potencialmente transmissíveis aos outros animais e ao Homem.

Anexo 2 – Resumo da comunicação apresentada sob a forma de painel na International Conference on Diseases of Zoo and Wild Animals 2012, 16<sup>th</sup> to 19<sup>th</sup> May 2012, Bussolengo/Verona, Italy.

## PARASITIC DIVERSITY IN RODENTS OF THE LISBON ZOO

Crespo, A. P. M.<sup>1,2</sup>; Bernardino, R.<sup>2</sup>; Lapão, N.<sup>2</sup>; Correia, J.<sup>1</sup>; Vaz, Y.<sup>1</sup>; Madeira de Carvalho, L. M.<sup>1</sup>

<sup>1</sup> Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Técnica de Lisboa, Avenida da Universidade Técnica, 1300-477 Lisboa, Portugal (apamcrespo@gmail.com);

<sup>2</sup> Jardim Zoológico de Lisboa, Estrada de Benfica, 158-160, 1549-004 Lisboa, Portugal.

Integrated in a pest control study at the Lisbon Zoo, a parasitic survey in rodents was carried out to identify parasites and its transmissibility to other animals and Man. Between April and December of 2011, parasitic necropsies were performed on 100 rodents: 50 *Rattus norvegicus* and 50 *Mus musculus*.

Smears by liver apposition (Giemsa staining) and extension faeces (Ziehl-Neelsen staining) were performed for *Calodium hepaticum* eggs and *Cryptosporidium* sp. oocysts. Whenever possible, adult specimens were isolated from gastrointestinal contents. Coprology by flotation and spontaneous sedimentation techniques were performed. Adult specimens were fixed in 70% alcohol, clarified by lactophenol and its identification based on light microscopy.

From the 100 rodents observed, 82 (82%) had immature or mature parasites, with the following prevalences: *R. norvegicus* (84%) and *M. musculus* (80%).

Adult specimens of *Hymenolepis diminuta* (16%), *Heterakis spumosa* (38%), *Nippostrongylus brasiliensis* (29%) and *Syphacia obvelata* (37%), as *Calodium hepaticum* eggs (32%). Using flotation coprological methods and faecal smears stained with Ziehl-Neelsen, eggs of *H. diminuta*, *Heterakis* sp., *Syphacia* sp., *Trichuris* sp. (2%) and oocysts of *Eimeria* sp. (8%) and *Cryptosporidium* sp. (5%) were observed. *Cysticercus fasciolaris*, larval form of *Taenia taeniformis*, was also evidenced (12%).

*Syphacia obvelata*, *Calodium hepaticum* and *Cryptosporidium* sp. may be transmitted directly to primates, including humans and *Cysticercus fasciolaris* and *Hymenolepis diminuta* indirectly.

These findings highlight the importance of this study on the relationships that these parasites establish with the environment and other animals of the Lisbon Zoo, and Man, as well as the need for control of rodents in zoos and other animal parks, considering its role as reservoirs of animal and zoonotic parasitic diseases.

## **NEW INSIGHTS ON THE IMPORTANCE OF RODENT POPULATION IN A ZOO ECOSYSTEM IN THE PATHOLOGY AND SPREAD OF *CALODIUM HEPATICUM* IN PRIMATES**

Correia, J.<sup>1</sup>, Crespo, A.<sup>1,2</sup>, Noiva, R.<sup>1</sup>, Pissarra, H.<sup>1</sup>, Fernandes, T.<sup>2</sup>, Bernardino, R.<sup>2</sup>, Afonso, F.<sup>1</sup>, Lapão, N.<sup>2</sup>, Vaz, Y.<sup>1</sup>, Carvalho, L.<sup>1</sup>, Peleteiro, C.<sup>1</sup>

<sup>1</sup>Faculdade de Medicina Veterinária - Universidade Técnica de Lisboa,

<sup>2</sup>Jardim Zoológico de Lisboa. jcorreia@fmv.utl.pt

### **Introduction**

*Calodium hepaticum* infection is a wide spread zoonosis that affects primates including humans producing severe, sometimes lethal, hepatic lesions. The authors describe an infection in 4 non-human primates from Lisbon's Zoo and the infection prevalence on 100 rodents captured on-site.

### **Material and Methods**

Necropsy exams were done in 1 *Saguinus midas midas*, 1 *Saguinus bicolore* and 2 *Callimico goeldii*. The hepatic lesions were assessed by histopathological evaluation.

50 *Rattus norvegicus* and 50 *Mus musculus* were captured and submitted to a parasitological necropsy, searching for parasites in liver and feces.

### **Results**

The primate's necropsy identified hepatic lesions with parasites (adults and eggs), associated with necrosis and granulomatous inflammation.

The infection prevalence on the analyzed rodents was 42 % in rat and 22 % in mouse.

### **Discussion & Conclusion**







*Calodium hepaticum* can infect *Saguinus midas midas* and *Callimico goeldii*.

Rodent-borne *Calodium hepaticum* infection in *Saguinus* can cause their death.

Rodent-borne disease in captive animals is relevant.

Fecal samples from primates and rat population, infected with *Calodium hepaticum* were negative for eggs in both flotation and sedimentation methods. This shows the limited application of these methods regarding the diagnosis of *Calodium hepaticum* infection.

Anexo 4 - Características e comportamento das principais espécies de roedores sinantrópicos comensais (adaptado de Mathias, 1999; Corrigan, 2001; FUNASA, 2002; Vaz, 2009).

Comportamento e Características	 <i>Rattus norvegicus</i>	 <i>Rattus rattus</i>	 <i>Mus musculus</i>
Peso	150 g a 600 g	100 g a 350 g	10 g a 21 g
Corpo	Robusto	Esguio	Esguio
Comprimento corpo+cabeça	22 cm	20 cm	9 cm
Cauda	16 cm a 25 cm	19 cm a 25 cm*	7 cm a 11 cm
Orelhas	Relativamente pequenas, normalmente meio inseridas no pelo: 20 mm a 23 mm	Grandes e proeminentes, finas, sem pelos: 25 mm a 28 mm	Proeminentes, grandes para o tamanho do animal: 10 mm
Focinho	Arredondado	Afilado	Afilado
Fezes	 Em forma de cápsula com extremidades rombas	 Fusiformes	 Em forma de bastonetes
Habitat	Tocas e galerias no subsolo, perto de esgotos, lixeiras, interior de instalações, mais comuns fora do domicílio	Forros, sótãos, paióis, silos e armazéns; podem viver em árvores, mais comuns no interior do domicílio	No interior de móveis, despensas, armários, geralmente no interior do domicílio
Habilidades físicas	Hábil nadador Cava tocas no solo	Hábil trepador Raramente cava tocas	Hábil trepador Pode cavar tocas
Raio de ação	Cerca de 50 m	Cerca de 60 m	Cerca de 3 m a 5 m
Alimentação	Omnívoro, prefere grãos, carnes, ovos e frutas	Omnívoro, preferência por legumes, frutas e grãos	Omnívoro, preferência por grãos e sementes
Neofobia	Apresentam neofobia marcada em locais pouco movimentados. Junto ao solo, próximos das paredes, sob forma de manchas de gordura	Apresentam marcada neofobia	Possuem hábito exploratório (neofilia).
Trilhos	Formam trilhos no solo, causando o desgaste da vegetação. Presença de pegadas, fezes e pelos	Manchas de gordura junto aos beirais de telhados, tubos e cabos. Presença de pelos e fezes	São de difícil visualização, mas podem ser observadas manchas de gordura junto aos rodapés, paredes e orifícios por onde passam
Gestação	22 a 24 dias	20 a 22 dias	19 a 21 dias
Ninhadas/ano	8 a 12	4 a 8	5 a 6
Filhotes/ninhada	7 a 12	7 a 12	3 a 8
Desmame	28 dias	28 dias	25 dias
Maturidade sexual	60 a 90 dias	60 a 75 dias	42 a 45 dias
Vida média	24 meses	18 meses	12 meses

\* cauda geralmente maior do que o tamanho do corpo+cabeça (Corrigan, 2001).

Anexo 5 – Principais doenças transmitidas pelos roedores ao Homem e a outros animais (de acordo com Euzeby, 1984; FUNASA, 2002; Ahmad, 2009; Amaro, 2011).

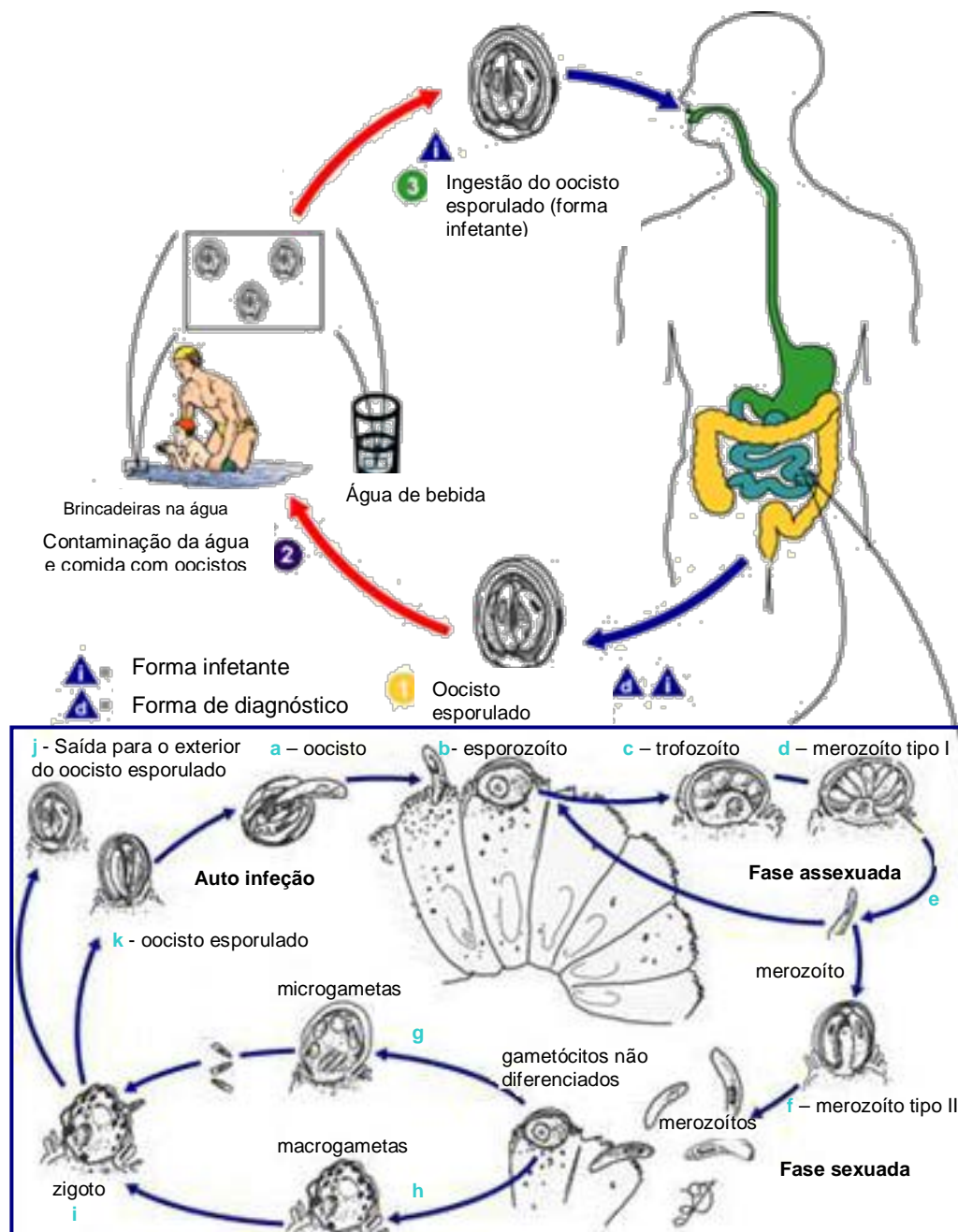
Doença*	Agente Causal	Modo de Transmissão	Hospedeiro
Víruses	Coriomeningite linfocítica	Mordedura, inalação de poeira contaminada, alimentos contaminados	<i>M. musculus</i>
	Hantavírose	Aerossóis contaminados por fezes, saliva, sangue, urina de roedores infetados	<i>R. norvegicus</i>
	Feb. hemorrágica	Inalação de poeira e excrementos contaminados	
Bacterianas	Salmonelose	Ingestão de alimentos contaminados por fezes de roedores	<i>R. norvegicus</i> , <i>R. rattus</i> , <i>R. norvegicus</i> , <i>R. rattus</i>
	Leptospirose	Contato com água, solo ou alimentos contaminados pela urina de roedores	<i>R. norvegicus</i> , <i>R. rattus</i>
	Peste	Picada de pulgas infectadas: <i>Xenopsylla cheopis</i> , <i>Poligenis</i> spp., <i>Pulex</i> spp.	<i>Rattus</i> spp., outros roedores
	Tifo murino	Fezes de pulgas ( <i>X. cheopis</i> ) contaminadas	<i>R. rattus</i> , <i>R. norvegicus</i>
	Brucelose	Ingestão de leite contaminado, manipulação de produtos contaminados	<i>Rattus norvegicus</i>
	Tularémia	Picada de insetos e ácaros ou alimentos e água contaminados	Roedores em geral e lepro
	Borreliose	Picada de ixodídeos	Principalmente roedores,
Endo Parasitoses	Protozonoses		
	Tripanosomose	Picada de inseto	<i>R. norvegicus</i> , <i>R. rattus</i> , <i>R. norvegicus</i> , <i>R. rattus</i>
	Leishmaniose	Picada de inseto (flebotomo) com as formas promastigotas	<i>R. rattus</i> , <i>R. norvegicus</i> , roedores silvestres
	Toxoplasmose	Ingestão de carne mal cozida, contato com animais infetados	Murídeos
	Giardiose	Alimentos e água infetados com os trofozoitos	Roedores em geral e lepro
	Babesiose	Picada de ixodídeos	<i>R. norvegicus</i> , <i>R. rattus</i> , <i>R. norvegicus</i> , <i>R. rattus</i>
	Criptosporidiose	Alimentos e água infetados	<i>R. norvegicus</i> , <i>R. rattus</i>
	Trematodoses		
	Esquistossomose	Penetração de furcocerárias na pele	<i>R. norvegicus</i> , <i>R. rattus</i>
	Cisticercose	Alimentos contaminados por fezes. Ingestão de roedores contaminados (rões natos normais)	<i>R. norvegicus</i> , <i>R. rattus</i>

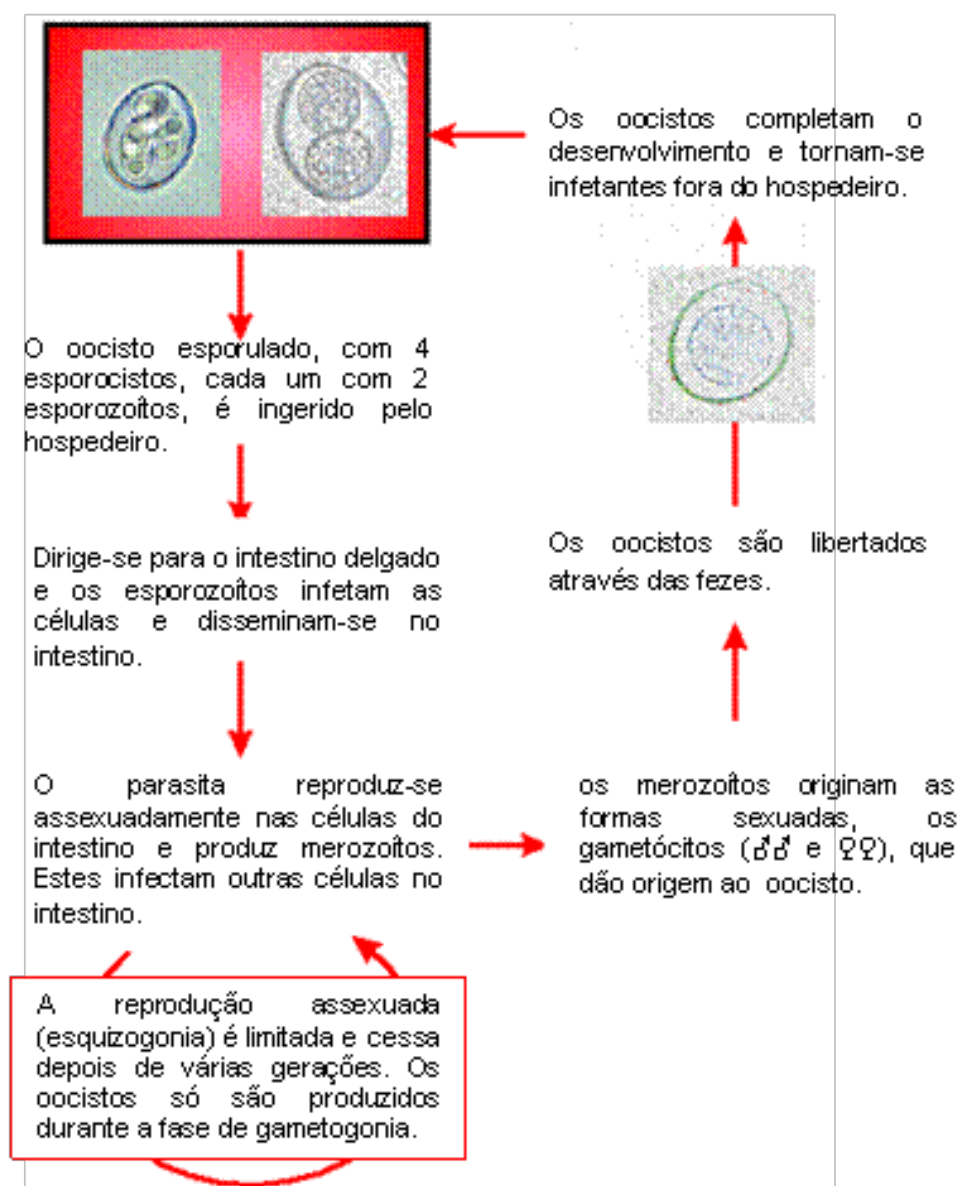
Anexo 5 – continuação.

(Continuação)	Doença*	Agente Causal	Modo de Transmissão	Hospedeiro
Endo Parasitoses	Nematóides	<i>Calodium hepaticum</i>	Alimentos contaminados por fezes. Ingestão de roedores contaminados (cães, gatos, porcos)	<i>R. norvegicus</i> , <i>R. rattus</i> , <i>M. musculus</i>
	Triquinelose	<i>Trichinella spiralis</i>	Ingestão de roedores contaminados ou de carne de porco (predador de roedores) mal cozida	<i>Rattus norvegicus</i>
	Acanthocefalose	<i>Moniliformis</i> spp.	Alimentos contaminados com as formas larvares eliminadas por fezes de insetos (H)	<i>Rattus norvegicus</i>
Ecto Parasitoses	Por Insecta	<i>Xenopsylla cheopis</i> <i>Nosopsyllus fasciatus</i>	Picada. Transmitem, a peste, a tularémia e o tifo murino	<i>R. norvegicus</i> , <i>R. rattus</i> , <i>M. musculus</i>
	Anoplura	<i>Polyplax</i> spp.	Contacto. Hematófago, provocam dermatite e anemia, transmitem tifo murino	Roedores
	Por Aracnída	<i>Laelaps</i> spp.	Contacto. Hematófago, provocam dermatites e transmitem: peste bubônica, tifo murino, tularémia, febre Q, <i>Hepatozoon muris</i> e vírus da febre hemorrágica (Junin virus, Argentina)	Roedores e insetívoros
		<i>Ornithonyssus bacoti</i>	Contacto. Hematófago, provocam dermatites e transmitem: tularémia, febre Q, doença de Lyme, <i>Rickettsia</i> spp., <i>Trypanosoma cruzi</i> e hantavírus	Leque de roedores muito diverso
		<i>Myobia musculi</i> <i>Radfordia</i> spp. <i>Myocoptes musculus</i>	Contacto. Afectam o pelo	Roedores, acidentalmente o Homem
	Sarna	<i>Notoedres muris</i>	Contacto	Murídeos
	Ixodídeos	<i>Ixodes</i> spp.	Picada. Transmitem a tularémia, a borreliose e a babesiose, entre outras.	<i>R. norvegicus</i> , <i>R. rattus</i> , <i>M. musculus</i>

\* - Doenças cosmopolitas exceto a esquistossomose mais frequente em países tropicais.

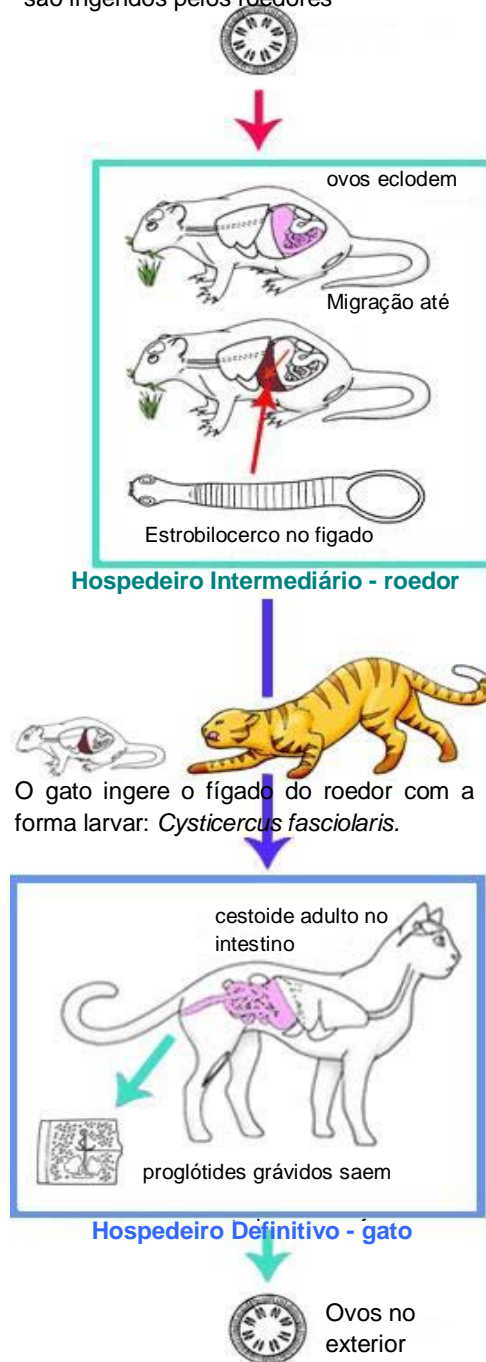




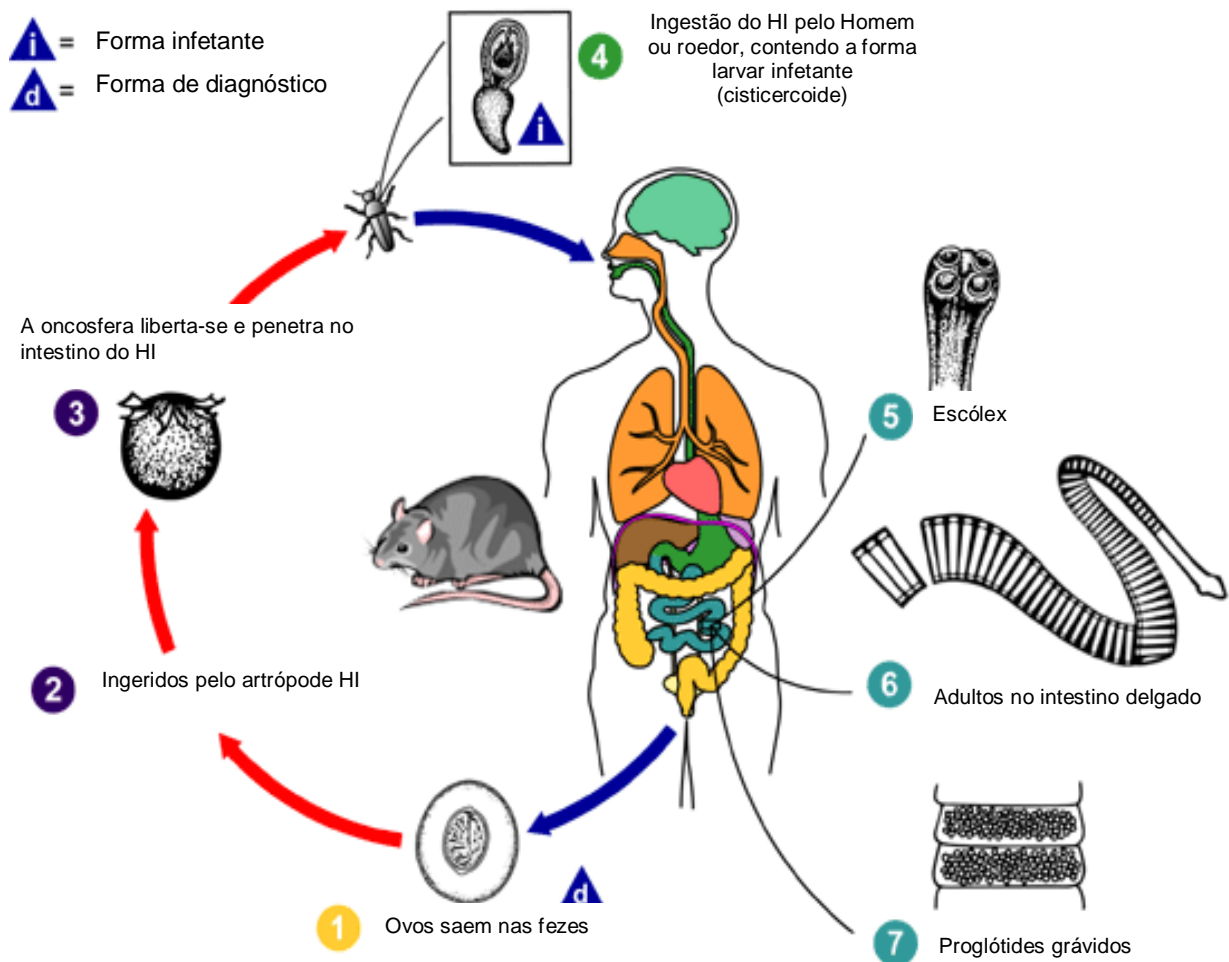


Anexo 8 – Ciclo biológico de *Taenia taeniaeformis* (adaptado de O' Meara, 2010).

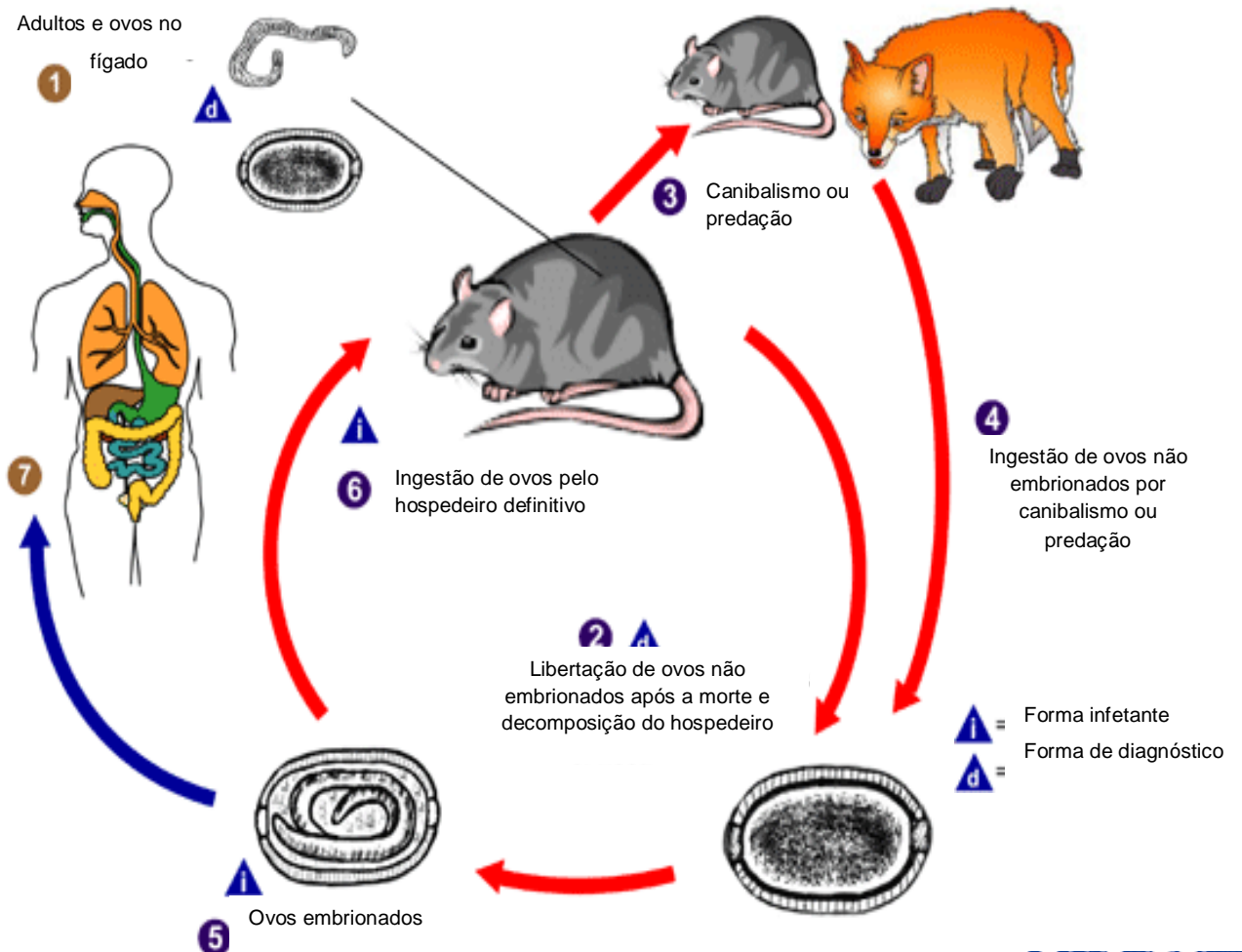
Os ovos de *T. taeniaeformis* vêm para o exterior através de fezes de gato infectado e são ingeridos pelos roedores



Anexo 9 – Ciclo biológico de *Hymenolepis diminuta* (Adaptado de Public Health Concerne, 2010 b).



Anexo 10 – Ciclo biológico de *Calodium hepaticum* (Adaptado de Public Health Concerne, 2010 c).



Anexo 11 – Perfil estrutural/operacional, no controlo de roedores, em diferentes setores (adaptado de Corrigan, 2001).

Ranking	Grupo	Setor	Abundância de Alimento	Acesso ao alimento	Possibilidade de fazer abrigo	Complexidade dos edifícios	Compatibilidade de medidas sanitárias	Capac. prevenção roedores	Restrições combate químico	Limitações regulamen-tares	Níveis de ansiedade assoc. infestações
1	1	Pecuárias	Muito Alta	Fácil	Alta	Baixa	Muito Baixa	Muito Baixa	Moderada	Baixo	Moderado-Baixo
2	1	Armazens de sementes	Muito Alta	Fácil	Alta	Baixa	Moderada	Moderada	Moderada	Baixo	Moderado-Baixo
3	1	Parques Zoológicos	Muito Alta	Fácil	Alta	Muito Alta	Moderada	Baixa	Alta	Baixo	Moderada
4	1	Supermercados	Alta	Fácil	Alta	Moderada	Alta	Alta	Alta	Moderada	Alto
5	1	Celeiros	Muito Alta	Fácil	Moderada	Moderada-Baixa	Baixa	Baixa	Moderada-Baixa	Moderada	Baixo
6	2	Restaurantes	Moderada-Alta	Moderado	Alta	Moderada-Alta	Alta	Alta	Alta	Moderada	Alto
7	2	Centros Comerciais	Moderada-Baixa	Moderado-Baixo	Alta	Alta	Moderada-Alta	Alta	Moderada-Alta	Moderada	Alto
8	2	Escritórios	Moderada-Baixa	Moderado-Baixo	Alta	Moderada-Alta	Alta	Alta	Baixa	Baixa	Alto
9	2	Apartamentos e residências	Moderada-Baixa	Moderado-Baixo	Alta	Alta	Alta	Alta	Moderada	Baixa	Alto
10	3	Hospitais, casas de enfermagem e lares	Baixa	Baixo	Moderada-Alta	Alta	Alta	Alta	Moderada	Moderada Baixa	Alto
11	3	Farmácias e lojas medicinais	Baixa	Baixo	Moderada-Baixa	Baixa	Alta	Moderada	Muito Alta	Alta	Muito Alto
12	3	Escolas e Faculdades	Baixa	Baixo	Moderada	Alta	Alta	Alta	Alta	Alta	Muito Alto
13	4	Casas particulares e vivendas	Baixa	Baixo	Moderada	Moderada	Alta	Alta	Varia entre alta e baixa	Varia entre alta e baixa	Alto



Anexo 12 – Mapa do Jardim Zoológico de Lisboa onde se podem observar os espaços verdes e as áreas cobertas onde se incluem as instalações dos animais (Jardim Zoológico de Lisboa, 2012 c).



# Anexo 13 – Questionário e interpretação da classificação em graus das pragas identifica



## Questionário sobre Higiene e Segurança e Controlo de Pragas no Jardim Zoológico de Lisboa

Data: / /2011 N.º

### Identificação

Área Zoológica: Armazém Alimentar ☐ Aves ☐ Carnívoros ☐ Espetáculo das aves ☐ Grandes Primatas ☐  
Herbívoros ☐ Hipopótamos, Elefantes e Rinocerontes ☐ Pequenos Primatas ☐ Marsupiais ☐ Reptilário ☐

Idade: \_\_\_\_\_ Sexo: \_\_\_\_\_ Habilitações Literárias: \_\_\_\_\_

Ano de início de trabalho no Zoo \_\_\_\_\_ Cursos de Formação: Sim ☐ Não ☐

Local da Formação: No Zoo ☐ Fora ☐ Ambos ☐ Quantas formações já realizou: \_\_\_\_\_

Espécies com que costuma contactar:

N.º de instalações a seu cargo? \_\_\_\_\_ N.º instalações que trata por dia? \_\_\_\_\_

### Higiene e Segurança

Quantas vezes faz a limpeza das instalações exteriores (recolha de fezes, varredura, passagem por água)?

1x/dia ☐ dia sim/dia não ☐ 2x/semana ☐ 15 em 15 dias ☐ 1x/mês ☐ Outra ☐ Se outra \_\_\_\_\_

Quantas vezes faz a limpeza das instalações interiores (recolha de fezes, varredura, passagem por água)?

1x/dia ☐ dia sim/dia não ☐ 2x/semana ☐ 15 em 15 dias ☐ 1x/mês ☐ Outra ☐ Se outra \_\_\_\_\_

Tem material e equipamento de limpeza para cada setor das suas instalações? Sim ☐ Não ☐

Usa vestuário próprio? Sim ☐ Não ☐ Tem vestuário próprio para cada instalação? Sim ☐ Não ☐

Onde é lavado o vestuário que usa? No Zoo ☐ Em casa ☐ Outro ☐ Se outro, onde \_\_\_\_\_

Usa luvas ao lidar com a limpeza das instalações e alimentação dos animais? Sim ☐ Não ☐

Usa máscara quando utiliza produtos tóxicos ou irritantes? Sim ☐ Não ☐

### Controlo de Pragas

Determine o grau de infestação das instalações onde trabalha?

Pragas	Interiores					Pragas	Exteriores				
	Baixo	Médio			Alto		Baixo	Médio			Alto
1. Ratos	1	2	3	4	5	1. Ratos	1	2	3	4	5
2. Ratazanas	1	2	3	4	5	2. Ratazanas	1	2	3	4	5
3. Pombos	1	2	3	4	5	3. Pombos	1	2	3	4	5
4. Gaivotas	1	2	3	4	5	4. Gaivotas	1	2	3	4	5
5. Pardais	1	2	3	4	5	5. Pardais	1	2	3	4	5
6. Baratas	1	2	3	4	5	6. Baratas	1	2	3	4	5
7. Formigas	1	2	3	4	5	7. Formigas	1	2	3	4	5
8. Outra:	1	2	3	4	5	8. Outra:	1	2	3	4	5

Descreva que tipos de meios utilizam para o controlo de pragas nas instalações, sob sua responsabilidade?

Ratos/ratazanas \_\_\_\_\_

Aves \_\_\_\_\_

Baratas \_\_\_\_\_

Formigas \_\_\_\_\_

Outras \_\_\_\_\_



Este questionário destina-se a fins pedagógicos e científicos e faz parte integrante da temática que o estudante de Mestrado em Segurança Alimentar (FMV/UTL), António Pedro Avérous Mira Crespo se encontra a efetuar no Jardim Zoológico de Lisboa, sob orientação do Dr. Narciso Lapão.

Obrigado pela Vossa Colaboração.

### Graus de aparecimento de pragas

#### ROEDORES (Ratos e Ratazanas)

Graus	1	2	3	4	5
Avistamento de ratos de dia	Não	Não	Não	Sim	Sim
Avistamento de ratos de noite	Não	Não	Sim	Sim	Sim
Presença de fezes secas	Não	Sim	Sim	Sim	Sim
Presença de fezes frescas	Não	Não	Sim	Sim	Sim
Alimentos roídos	Não	Não	Não	Sim	Sim
Materiais ou zonas da instalação roídos	Não	Não	Não	Não	Sim
Presença de ninhos	Não	Não	Não	Não	Sim

#### AVES (Pombos, Gaivotas e Pardais)

Graus	1	2	3	4	5
Avistamento de aves na instalação	Não	Sim	Sim	Sim	Sim
Aves pousadas na instalação	Não	Não	Sim	Sim	Sim
Presença de fezes secas	Não	Sim	Sim	Sim	Sim
Presença de fezes frescas	Não	Não	Sim	Sim	Sim
Aves presentes nos comedores e bebedouros	Não	Não	Não	Sim	Sim
Materiais ou zonas da instalação conspurcados/fezes	Não	Não	Não	Não	Sim
Presença de ninhos na instalação	Não	Não	Não	Não	Sim

#### INSETOS (Baratas e Formigas)

Graus	1	2	3	4	5
Avistamento de insetos nos esgotos ou canalizações	Não	Sim	Sim	Sim	Sim
Avistamento de muitos insetos na instalação	Não	Não	Sim	Sim	Sim
Presença de fezes/ alimento regurgitado	Não	Sim	Sim	Sim	Sim
Insetos presentes nos comedores	Não	Não	Não	Sim	Sim
Materiais ou zonas da instalação danificados	Não	Não	Não	Não	Sim
Presença de ninhos, ou ootecas na instalação	Não	Não	Não	Não	Sim

Anexo 14 - Folha de registos de necrópsias/análises parasitárias.

	Roedores		Parasitas				
	Peso	Comp.	Fígado	Intestino Delg.	Intestino Gros.	Ceco	Fezes
Nº: Espécie: Local: Data: Método:							
Nº: Espécie: Local: Data: Método:							
Nº: Espécie: Local: Data: Método:							
Nº: Espécie: Local: Data: Método:							
Nº: Espécie: Local: Data: Método:							
Nº: Espécie: Local: Data: Método:							
Nº: Espécie: Local: Data: Método:							
Nº: Espécie: Local: Data: Método:							
Nº: Espécie: Local: Data: Método:							
Nº: Espécie: Local: Data: Método:							
Nº: Espécie: Local: Data: Método:							
Nº: Espécie: Local: Data: Método:							

Anexo 15 – Base de dados em folha de cálculo *Microsoft Excel* referente às respostas obtidas no questionário realizado aos tratadores do Jardim Zoológico de Lisboa.

Identificação																																																																					
Área					Sexo				Habilitações				Atividade no Zoo										Cursos				Animais Trata				Instalações a cargo																																						
AA	Aves	Cam.	E. Aves	GPim.	Heb.	HE-R	PPim.	Marsup.	Quart.	Rep.	Hospital	<20	20-30	31-40	41-50	51-60	>60	F	M	Primário	6.º ano	9.º ano	12.º ano	Bach.	Freq. Lt.	Licen.	> Lt.	Início	<5	5-10	11-15	16-20	21-25	26-30	>30	Sin	Não	Zoo	Foa	Antos	Obs (1-2)	3-4	5	> 5	1 grupo	2 grupos	>2	Ocas	Quasita																				
1	1											1																	2008	1												1						1	15	5-10																			
2	1																		1										2009	1												1						1	15	5-10																			
3	1																		1										1990	1												1						1	15	5-10																			
4	1																		1										2009	1												1						1	15	5-10																			
5	1																		1										2011	1												1						1	15	5-10																			
6	1																		1										1989	1												1						1	15	5-10																			
7	1																		1										2000	1												1						1	15	5-10																			
8	1																		1										1991	1												1						1	15	5-10																			
9	1																		1										1998	1												1						1	15	5-10																			
10	1																		1										1993	1												1						1	15	5-10																			
11	1																		1										1988	1												1						1	15	5-10																			
12	1																		1										2007	1												1						1	15	5-10																			
13	1																		1										2009	1												1						1	15	5-10																			
14	1																		NR										1992	1												1						1	15	5-10																			
15	1																		1										1983	1												1						1	15	5-10																			
16	1																		1										1995	1												1						1	15	5-10																			
17	1																		1										1990	1												1						1	15	5-10																			
18	1																		1										1989	1												1						1	15	5-10																			
19	1																		1										1977	1												1						1	11	11	11	11	11	11															
20	1																		1										1992	1												1						1	29	29	29	29	29	29															
21	1																		1										1997	1												1						1	29	29	29	29	29	29															
22	1																		1										2009	1												1						1	29	29	29	29	29	29															
23	1																		1										NR	1												1						1	29	29	29	29	29	29															
24	1																		1										NR	1												1						1	29	29	29	29	29	29															
25	1																		1										2007	1												1						1	29	29	29	29	29	29															
26	1																		1										2009	1												1						1	29	29	29	29	29	29															
27	1																		1										1983	1												1						1	NR	NR	NR	NR	NR	NR															
28	1																		1										1986	1												1						1	4	4	4	4	4	4															
29	1																		1										1996	1												1						1	4	4	4	4	4	4															
30	1																		1										1990	1												1						1	9	9	9	9	9	9															
31	1																		1										2010	1												1						1	12	12	12	12	12	12															
32	1																		1										2003	1												1						1	12	12	12	12	12	12															
33	1																		1										NR	1												NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR																
34	1																		1										1991	1												1						1	12	12	12	12	12	12															
35	1																		1										2010	1												1						1	9	9	9	9	9	9															
36	1																		1										NR	1												NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR															
37	1																		NR										NR	1												1						1	4	4	4	4	4	4															
38	1																		1										NR	1												1						1	32	32	32	32	32	32															
39	1																		1										2010	1												1						1	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR									
40	1																		1										1982	1												1						1	32	32	32	32	32	32															
41	1																		1										2010	1												1						1	7	7	7	7	7	7															
42	1																		1										1996	1												1						1	7	7	7	7	7	7															
43	1																		1										1984	1												1						1	7	7	7	7	7	7															
44	1																		1										2010	1												1						1	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR									
45	1																		1										2010	1												1						1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1								
46	1																		1										NR	1												NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR	NR						
47	1																		1										NR	1												1							1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1

Higiene e segurança																										
Área			Period. Limpeza Instalações Exteriores			Period. Limpeza Instalações Interiores			E próprio limpeza/secção vestuário próprio / vestiário próprio			Instal Lavagem do vestuário			Uso lúas na Alimentação.			Uso Mascarpodutos Tox./Int.								
AA	Aves	Carn.	E.Aves	GPrim.	Hab.	HE-R	PPrim.	Marsap.Quint.	Rep.	Hosp.	vidaoxida	txida	daSdiaN	N.Sem.	ZdsSem.	NA	Não	Sim	Não	Sim	Casa	Sim	Não	NR	Sm	Não
1	1										1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
2	1										1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
3	1										1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
4	1										1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
5	1										1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
6								1					1				1	1		1	1	1		1	1	
7								1			1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
8								1				1		1			1	1		1	1	1		1	1	
9	1										1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
10	1										1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
11	1										1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
12	1										1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
13	1										1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
14	1										1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
15		1									1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
16		1									1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
17		1									1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
18		1									1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
19			1								1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
20			1								1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
21			1								1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
22			1								1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
23			1								1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
24			1								1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
25			1								1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
26			1								1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
27			1								1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
28			1								1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
29			1								1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
30				1							1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
31								1				1		1			1	1		1	1	1		1	1	
32								1			1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
33								1			1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
34								1			1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
35								1			1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
36								1			1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
37								1				1		1			1	1		1	1	1		1	1	
38								1				1		1			1	1		1	1	1		1	1	
39								1				1		1			1	1		1	1	1		1	1	
40								1				1		1			1	1		1	1	1		1	1	
41								1				1		1			1	1		1	1	1		1	1	
42			1								1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
43			1								1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
44				1							1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
45											1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
46			1								1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
47			1								1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
48			1								1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	
49								1				1		1			1	1		1	1	1		1	1	
50											1	1		1			1	1		1	1	1		1	1	

ROEDORES										AVES																																							
Ratos Interior					Ratos Exterior					Ratazanas Interior					Ratazanas Exterior					Pombos Interior					Pombos Exterior					Gaivotas Interior					Gaivotas Exterior					Pardais Interior					Pardais Exterior				
Grau intensidade					Grau intensidade					Grau intensidade					Grau intensidade					Grau intensidade					Grau intensidade					Grau intensidade					Grau intensidade					Grau intensidade					Grau intensidade				
1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5										
1					1					1					1					1					1					1					1				1										
2					1					1					1					1					1					1					1				1										
3					1					1					1					1					1					1					1				1										
4					1					1					1					1					1					1					1				1										
5					1					1					1					1					1					1					1				1										
6					1					1					1					1					1					1					1				1										
7					1					1					1					1					1					1					1				1										
8					1					1					1					1					1					1					1				1										
9					1					1					1					1					1					1					1				1										
10					1					1					1					1					1					1					1				1										
11					1					1					1					1					1					1					1				1										
12					1					1					1					1					1					1					1				1										
13					1					1					1					1					1					1					1				1										
14					1					1					1					1					1					1					1				1										
15					1					1					1					1					1					1					1				1										
16					1					1					1					1					1					1					1				1										
17					1					1					1					1					1					1					1				1										
18					1					1					1					1					1					1					1				1										
19					1					1					1					1					1					1					1				1										
20					1					1					1					1					1					1					1				1										
21					1					1					1					1					1					1					1				1										
22					1					1					1					1					1					1					1				1										
23					1					1					1					1					1					1					1				1										
24					1					1					1					1					1					1					1				1										
25					1					1					1					1					1					1					1				1										
26					1					1					1					1					1					1					1				1										
27					1					1					1					1					1					1					1				1										
28					1					1					1					1					1					1					1				1										
29					1					1					1					1					1					1					1				1										
30					1					1					1					1					1					1					1				1										
31					1					1					1					1					1					1					1				1										
32					1					1					1					1					1					1					1				1										
33					1					1					1					1					1					1					1				1										
34					1					1					1					1					1					1					1				1										
35					1					1					1					1					1					1					1				1										
36					1					1					1					1					1					1					1				1										
37					1					1					1					1					1					1					1				1										
38					1					1					1					1					1					1					1				1										
39					1					1					1					1					1					1					1				1										
40					1					1					1					1					1					1					1				1										
41					1					1					1					1					1					1					1				1										
42					1					1					1					1					1					1					1				1										
43					1					1					1					1					1					1					1				1										
44					1					1					1					1					1					1					1				1										
45					1					1					1					1					1					1					1				1										
46					1					1					1					1					1					1					1				1										
47					1					1					1					1					1					1					1				1										
48					1					1					1					1					1					1					1				1										
49					1					1					1					1					1					1					1				1										
50					1					1					1					1					1					1					1				1										

INSETOS																				OUTRAS							
Baratas Interior					Baratas Exterior					Formigas Interior					Formigas Exterior					Interior			Exterior				
Grau intensidade					Grau intensidade					Grau intensidade					Grau intensidade					Pavões	Garças	Patos	M. da Fruta	Moscas	Patos	M. da Fruta	Moscas
1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5			
1	1				1					1					1					1							
2	1				1					1					1					1							
3	1				1					1					1					1							
4	1				1					1					1					1							
5		1			1					1					1					1							
6		1			1					1					1					1							
7		1			1					1					1					1							
8		1			1					1					1					1							
9		1			1					1					1					1							
10		1			1					1					1					1							
11		1			1					1					1					1							
12		1			1					1					1					1							
13		1			1					1					1					1							
14		1			1					1					1					1							
15		1			1					1					1					1							
16		1			1					1					1					1							
17		1			1					1					1					1							
18			1							1					1					1							
19					1					1					1					1							
20					1					1					1					1							
21					1					1					1					1							
22					1					1					1					1							
23					1					1					1					1							
24					1					1					1					1							
25					1					1					1					1							
26					1					1					1					1							
27					1					1					1					1							
28					1					1					1					1							
29					1					1					1					1							
30					1					1					1					1							
31					1					1					1					1							
32					1					1					1					1							
33					1					1					1					1							
34					1					1					1					1							
35					1					1					1					1							
36					1					1					1					1							
37					1					1					1					1							
38					1					1					1					1							
39					1					1					1					1							
40					1					1					1					1							
41					1					1					1					1							
42					1					1					1					1							
43					1					1					1					1							
44					1					1					1					1							
45					1					1					1					1							
46					1					1					1					1							
47					1					1					1					1							
48					1					1					1					1							
49					1					1					1					1							
50					1					1					1					1							

Anexo 16 – Base de dados em *Microsoft Excel* do estudo parasitário.

JZL					
Data	Local	Rato n.º	Espécie	Sexo	Idade
13-02-2011	Emas	1	<i>Rattus norvegicus</i>	M	J
13-02-2011	Emas	2	<i>Rattus norvegicus</i>	M	J
13-02-2011	Emas	3	<i>Rattus norvegicus</i>	M	J
13-02-2011	Emas	4	<i>Rattus norvegicus</i>	M	J
13-02-2011	Emas	5	<i>Rattus norvegicus</i>	M	J
13-02-2011	Emas	6	<i>Rattus norvegicus</i>	M	J
13-02-2011	Emas	7	<i>Rattus norvegicus</i>	M	J
13-02-2011	Emas	8	<i>Rattus norvegicus</i>	M	J
18-03-2011	Faisões	9	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A
18-03-2011	Faisões	10	<i>Rattus norvegicus</i>	M	A
18-03-2011	Faisões	11	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A
09-06-2011	Espétaculo das aves	12	<i>Mus musculus</i>	F	A
09-06-2011	Cozinha aves	13	<i>Mus musculus</i>	M	A
09-06-2011	Cozinha aves	14	<i>Mus musculus</i>	M	A
09-06-2011	Estorninhos	15	<i>Mus musculus</i>	F(G-7)	A
15-06-2011	Quintinha	16	<i>Mus musculus</i>	M	A
15-06-2011	Quintinha	17	<i>Mus musculus</i>	M	A
15-06-2011	Quintinha	18	<i>Mus musculus</i>	M	J
15-06-2011	Quintinha	19	<i>Mus musculus</i>	M	A
15-06-2011	Quintinha	20	<i>Mus musculus</i>	M	A
15-06-2011	Quintinha	21	<i>Mus musculus</i>	F	J
15-06-2011	Quintinha	22	<i>Mus musculus</i>	F	J
15-06-2011	Quintinha	23	<i>Mus musculus</i>	F	J
15-06-2011	Cozinha aves	24	<i>Mus musculus</i>	F	A
15-06-2011	Quintinha	25	<i>Mus musculus</i>	F(G-6)	A
15-06-2011	Quintinha	26	<i>Mus musculus</i>	M	A
15-06-2011	Quintinha	27	<i>Mus musculus</i>	F(G-6)	A
16-06-2011	Quintinha	28	<i>Mus musculus</i>	M	A
16-06-2011	Quintinha	29	<i>Mus musculus</i>	F	A
16-06-2011	Quintinha	30	<i>Mus musculus</i>	F	A
16-06-2011	Quintinha	31	<i>Mus musculus</i>	F	A
16-06-2011	Quintinha	32	<i>Mus musculus</i>	M	A
16-06-2011	Quintinha	33	<i>Mus musculus</i>	F	J
16-06-2011	Quintinha	34	<i>Mus musculus</i>	M	J
16-06-2011	Quintinha	35	<i>Mus musculus</i>	M	J
08-07-2011	Hipopotamos	36	<i>Mus musculus</i>	F	J
08-07-2011	Hipopotamos	37	<i>Mus musculus</i>	F	A
08-07-2011	Hipopotamos	38	<i>Mus musculus</i>	F	J
08-07-2011	Hipopotamos	39	<i>Mus musculus</i>	F	J
08-07-2011	Hipopotamos	40	<i>Mus musculus</i>	M	J
08-07-2011	Hipopotamos	41	<i>Mus musculus</i>	M	A
02-09-2011	Faisões	42	<i>Rattus norvegicus</i>	M	A
02-09-2011	Faisões	43	<i>Rattus norvegicus</i>	M	A
02-09-2011	Faisões	44	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A
02-09-2011	Faisões	45	<i>Rattus norvegicus</i>	M	A
02-09-2011	Faisões	46	<i>Rattus norvegicus</i>	M	A
02-09-2011	Faisões	47	<i>Rattus norvegicus</i>	M	J
02-09-2011	Faisões	48	<i>Rattus norvegicus</i>	F	J
02-09-2011	Faisões	49	<i>Rattus norvegicus</i>	M	J
02-09-2011	Faisões	50	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A
02-09-2011	Faisões	51	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A
02-09-2011	Faisões	52	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A
02-09-2011	Faisões	53	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A
02-09-2011	Faisões	54	<i>Rattus norvegicus</i>	M	J
02-09-2011	Faisões	55	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A
02-09-2011	Faisões	56	<i>Rattus norvegicus</i>	M	A
02-09-2011	Faisões	57	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A
02-09-2011	Faisões	58	<i>Rattus norvegicus</i>	M	A
02-09-2011	Faisões	59	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A
02-09-2011	Faisões	60	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A
02-09-2011	Faisões	61	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A
02-09-2011	Faisões	62	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A
02-09-2011	Faisões	63	<i>Rattus norvegicus</i>	M	J
02-09-2011	Faisões	64	<i>Rattus norvegicus</i>	M	J
02-09-2011	Faisões	65	<i>Rattus norvegicus</i>	M	J
02-09-2011	Faisões	66	<i>Rattus norvegicus</i>	M	J
02-09-2011	Faisões	67	<i>Rattus norvegicus</i>	M	J
02-09-2011	Faisões	68	<i>Rattus norvegicus</i>	M	J
02-09-2011	Faisões	69	<i>Rattus norvegicus</i>	M	J
02-09-2011	Faisões	70	<i>Rattus norvegicus</i>	M	J
02-09-2011	Faisões	71	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A
02-09-2011	Faisões	72	<i>Rattus norvegicus</i>	M	A
02-09-2011	Faisões	73	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A
10-11-2011	Saguim Bicolor	74	<i>Mus musculus</i>	M	A
10-11-2011	Saguim Bicolor	75	<i>Mus musculus</i>	F(G-5)	A
10-11-2011	Bufalo Vermelho	76	<i>Mus musculus</i>	M	A
10-11-2011	Bufalo Vermelho	77	<i>Mus musculus</i>	M	A
10-11-2011	Bufalo Vermelho	78	<i>Mus musculus</i>	F	A
10-11-2011	Bufalo Vermelho	79	<i>Mus musculus</i>	M	J
10-11-2011	Saguim Bicolor	80	<i>Mus musculus</i>	F	J
10-11-2011	Micos e Saguins	81	<i>Mus musculus</i>	F(G-7)	A
10-11-2011	Micos e Saguins	82	<i>Mus musculus</i>	F	A
12-11-2011	Micos e Saguins	83	<i>Mus musculus</i>	F ( C )	A
12-11-2011	Micos e Saguins	84	<i>Mus musculus</i>	F (G-5)	A
12-11-2011	Micos e Saguins	85	<i>Mus musculus</i>	F	J
14-12-2011	nseparável de Angol	86	<i>Mus musculus</i>	M	J
14-12-2011	nseparável de Angol	87	<i>Mus musculus</i>	F	A
14-12-2011	nseparável de Angol	88	<i>Mus musculus</i>	M	A
14-12-2011	Canguru de Bennet	89	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A
14-12-2011	Canguru de Bennet	90	<i>Rattus norvegicus</i>	M	A
14-12-2011	nseparável de Angol	91	<i>Mus musculus</i>	F	J
14-12-2011	Quintinha	92	<i>Mus musculus</i>	F	A
14-12-2011	nseparável de Angol	93	<i>Mus musculus</i>	F (G-5)	A
16-12-2011	nseparável de Angol	94	<i>Mus musculus</i>	M	A
16-12-2011	Quintinha	95	<i>Mus musculus</i>	F	A
21-12-2011	Faisões	96	<i>Rattus norvegicus</i>	M	A
21-12-2011	Faisões	97	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A
21-12-2011	Faisões	98	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A
21-12-2011	Faisões	99	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A
21-12-2011	Faisões	100	<i>Rattus norvegicus</i>	F	A

Anexo 16 – Continuação.

ID						Ceco/IG								Fígado				Willis				Esfregaços				
Hymenolepis diminuta		Nippostrongylus brasiliensis				Heterakis spumosa				Syphacia obvelata				Trichuris muris		Cysticercus fasciolaris		Calodium hepaticum		Oocistos		ovos		Zield-Nilson		
Pos.	CP	Pos.	♂♂	♀♀	CP Total	Pos.	♂♂	♀♀	CP Total	Pos.	♂♂	♀♀	CP Total	Pos.	♂♂	♀♀	Pos.	CP	Pos.	♂♂	♀♀	P	T	C	N	Cryptosporidium sp.
1		1	5	11	16	1		6	6	1		9	9				1		1							
2		1	3	23	26					1	10	30	40				1		*							
3		1		2	2					1		4	4													1
4	1	8	1	1	1	2				1		6	6						*							
5			1	1	3	4				1	1	1	2						1							1
6			1		2	2			1 (ovo)										1					asc.		
7			1	1	5	6				1	5	9	14						*							
8			1	2	2	4	1	4	4	8									1					1	1	
9			1																							
10			1																							
11	1					1								1									Hymeno	Trichuris		
12										1		2	2													
13						1				1		18	18						1							1
14																										
15						1	1	10	11									1								1
16										1	1	14	15													
17										1	1	2	3													
18										1		4	4													
19																										
20										1		2	2				1	1								
21										1		2	2													
22										1	2	3	5													
23																										
24						1	2	2	4										1							
25																										
26																										
27																						1				
28	1																1	1						Hymeno		
29																										
30																			1							
31			1 (ovo)						1 (ovo)											1						
32																				1						
33									1 (ovo)																	
34																										
35																										
36										1		3	3				1	1								
37										1	3	22	25				1	1								
38										1	3	44	47													
39										1	1	3	4													
40										1	5	34	39													
41										1	2	27	29													
42	1	1	1	5	8	13	1	2	2	4									1							
43	1	3	1	20	35	55	1	5	11	16									1							
44	1	4	1	3	5	8	1	15	35	50									1							
45	1	4	1	3	8	11	1	16	40	56									1							
46			1	3	5	8	1 (ovo)	4	1	5									1							
47			1	10	27	37																				
48			1	1	1	2																				
49																										
50			1 (ovo)		4	4	1 (ovo)	12	8	20									1							
51																										
52			1 (ovo)	1	1	2														1						
53			1 (ovo)		1	1													1							
54	1	1	1		4	4	1 (ovo)	2	4	6									1					Hymeno		
55	1	1	1 (ovo)		1	1	1	45	33	78									1					Hymeno		
56			1 (ovo)	7	10	17	1	68	56	124									1							
57	1	3					1	13	4	17																
58			1 (ovo)	2	13	15	1		2	2														Hymeno		
59			1 (ovo)	1	2	3																				
60	1	4	1 (ovo)				1	1	2	3														Hymeno		
61	1	2	1 (ovo)	1	2	3	1	37	42	79									1					Hymeno		
62	1	1					1	10	23	33														Hymeno		
63																										
64																										
65																										
66																										
67																			1							
68																										
69						1	2	4	6																	
70																										
71						1	4	2	6	1	1	2	3				1	1	1							
72										1	5	14	19				1	1	1							
73						1		1	1	1		1	1				1	1	1			1				
74						1		2	2										1							
75										1		3	3													
76																										
77						1	10	3	13																	
78																										
79										1		4	4													
80																			1							
81																			1							
82						1		1	1	1		24	24													
83						1		2	10	12									(não tinha)							
84																			1							
85										1		11	11	1					1							
86						1	3	5	8	1		2</														



Anexo 17 – Tipos de vegetação e substratos das instalações exteriores dos mamíferos, aves e répteis do Zoo de Lisboa.

<b>Setor dos Carnívoros</b>	<b>Vegetação</b>	<b>Substrato</b>
Encosta dos Felinos	Rasteira e arbustos	Terra
Solar dos Leões	Rasteira e arbustos	Terra e areia
Trilho das Chitas	Rasteira e arbustos	Terra
Vale dos Tigres	Rasteira e arbustos	Terra
Ursos	Rasteira e arbustos	Terra, areia e cimento
Lobos e P. Espinho	Rasteira, arbustos e grande porte	Terra
Pumas	Rasteira e arbustos	Terra e cimento
Tigres Brancos	Rasteira, arbustos e grande porte	Terra
<b>Setor dos Peq. Primatas</b>		
Palácio Verde	Rasteira e arbustos	Terra, casca-pinheiro, cimento
Micos	Rasteira e arbustos	Terra e casca de pinheiro
Saguim Bicolor	Rasteira e arbustos	Terra e casca de pinheiro
Macaco-Aranha	Rasteira e arbustos	Terra
Aldeia dos Macacos	Rasteira e arbustos	Cimento
Gibão de Mãos Brancas	Não tem	Terra
Ilha do Siamango	Rasteira e arbustos	Terra
Ginásio	Rasteira, arbustos e grande porte	Cimento
Ilha do Farrobo	Rasteira e arbustos	Terra e casca de pinheiro
Ilha do Animax	Rasteira e arbustos	Terra
<b>Setor dos Grandes Primatas</b>		
Templo dos Primatas	Rasteira, arbustos e médio porte	Terra
Lémures	Rasteira e arbustos	Terra
<b>Setor dos Gr. Herbívoros</b>		
Hipopótamos	Rasteira	Terra e cimento
Elefantes	Rasteira	Terra e areia
Rinoceronte Branco	Rasteira e arbustos	Terra e areia
Hipopótamo Pigmeu	Rasteira	Terra e cimento
<b>Setor dos Herbívoros</b>		
Pátio das Zebras	Rasteira e arbustos	Terra e areia
Rinocerontes Indiano	Rasteira e arbustos	Terra e areia
Búfalos e Bisontes	Rasteira e arbustos	Terra
Orix e Impalas	Rasteira e arbustos	Terra
Girafas	Rasteira, arbustos e grande porte	Terra
Okapis	Rasteira, arbustos e grande porte	Terra
Palancas e Elandes	Rasteira, arbustos e médio porte	Terra
Adax e Cobos-de-Leche	Rasteira, arbustos e grande porte	Terra
<b>Setor dos Marsupiais</b>		
Coalas, Cangur., Bongos	Rasteira, arbustos e médio porte	Terra
Muntjac e Panda Verm.	Rasteira, arbustos e médio porte	Terra
Urso-Formigueiro	Rasteira, arbustos e médio porte	Terra
Quintinha	Rasteira	Terra
Suricatas	Rasteira	Terra e areia

Anexo 17 – Continuação.

<b>Setor das Aves</b>	<b>Vegetação</b>	<b>Substrato</b>
Aviário Madail	Rasteira e arbustos	Casca de pinheiro e cimento
Aviário Asiático	Rasteira e arbustos	Terra e casca de pinheiro
Faisões	Rasteira e arbustos	Terra e casca de pinheiro
Ibis	Rasteira e arbustos	Terra
Gaiolas das Bilheteiras	Rasteira	Terra
Roseiral	Rasteira	Terra
Centro Recup. de Aves	Não tem	Terra, casca-pinheiro, cimento
Passariformes	Rasteira	Terra
Flamingos	Rasteira e arbustos	Terra
Ratites	Rasteira, arbustos e grande porte	Terra
Abutres e Corujas	Rasteira, arbustos e grande porte	Terra
Parque Arco-íris	Rasteira e arbustos	Terra
<b>Reptilário</b>		
Zona de Exposição	Ramos ou folhas	Terra, folhas secas, fibra de vidro

Anexo 18 – Maneio e higiene praticados no Zoo de Lisboa, por instalação dos mamíferos, aves e répteis.

<b>Setor dos Carnívoros</b>	<b>Higiene (dias/semana)</b>		<b>Pedilúvios n.º</b>	<b>Material/ produtos limp./inst.</b>	<b>Desinfecção (dias/mês)</b>
	<b>Interna</b>	<b>Externa</b>			
Encosta dos Felinos	6	3	2	Tem	1
Solar dos Leões	1	3	2	Tem	1
Trilho das Chitas	6	4	3	Tem	1
Vale dos Tigres	6	4	1	Tem	1
Ursos	6	4	1	Tem	1
Lobos e P. Espinho	2	2	1	Tem	1
Pumas	6	4	1	Tem	1
Tigres Brancos	6	4	1	Tem	1
<b>Setor dos Pequenos Primatas</b>					
Palácio Verde	6	6	2	Tem	3
Micos	3	1	2	Tem	3
Saguim Bicolor	6	6	1	Tem	3
Macaco-Aranha	NA	6	0	Não tem	3
Aldeia dos Macacos	6	2	1	Tem	3
Gibão de Mãos Brancas	NA	6	0	Não tem	3
Ilha do Siamango	NA	6	0	Não tem	3
Ginásio	6	6	0	Tem	3
Ilha do Farrobo	NA	6	0	Tem	3
Ilha do Animax	NA	6	0	Não tem	3
<b>Setor dos Grandes Primatas</b>					
Templo dos Primatas	6	6	0	Tem	3
Lémures	3	3	1	Tem	3
<b>Setor dos Grandes Herbívoros</b>					
Hipopótamos	3	6	0	Tem	2
Elefantes	6	6	0	Tem	3
Rinoceronte Branco	6	6	0	Tem	3
Hipopótamo Pigmeu	3	6	1	Não tem	3
<b>Setor dos Herbívoros</b>					
Pátio das Zebras	3	6	1	Tem	3
Rinocerontes Indiano	3	6	3	Tem	3
Búfalos e Bisontes	3	6	0	Tem	3
Orix e Impalas	3	6	3	Tem	3
Girafas	3	6	2	Tem	3
Okapis	6	6	3	Tem	4
Palancas e Elandes	NA	6	0	Não tem	3
Adax e Cobos-de-Leche	NA	6	0	Não tem	3
<b>Setor dos Marsupiais</b>					
Coalas, Cangur., Bongos	6	6	1	Tem	3
Muntjac e Panda Verm.	NA	3	1	Tem	3
Urso-Formigueiro	NA	2	0	Não tem	3
Quintinha	6	6	0	Tem	3
Suricatas	6	6	0	Não tem	3

Anexo 18 - Continuação.

Setor das Aves	Higiene (dias/semana)		Pedilúvios n.º	Material/ produtos limp./inst.	Desinfecção (dias/mês)
	Interna	Externa			
Aviário Madail	6	6	1	Tem	3
Aviário Asiático	NA	6	0	Não tem	3
Faisões	4	6	1	Tem	3
Ibis	NA	6	0	Não tem	3
Gaiolas das Bilheteiras	NA	4	0	Não tem	3
Roseiral	NA	6	0	Não tem	3
Centro Recup. de Aves	6	6	4	Tem	4
Passariformes	NA	4	0	Não tem	3
Flamingos	NA	6	0	Não tem	3
Ratites	NA	5	0	Não tem	3
Abutres e Corujas	NA	5	0	Não tem	3
Parque Arco-íris	NA	4	0	Não tem	3
<b>Reptilário</b>					
Maternidade	NA	2	1	Tem	4
Cozinha	NA	6	1	Tem	4
Zona de Exposição	6	6	2	Tem	4

NA – não se aplica.



## FICHA TECNICA



### MURIBROM CEREAL INDUSTRIAL

Aplicaciones:



Plagas:



Material de protección:



## Propriedades

Raticida em isco granulado com ação anticoagulante, formulado na base da bromadialona

Com doses muito pequenas, MURIBROM CEREAL, interfere na coagulação do sangue.

Atua em todos os tipos de ratos: ratos pretos de celeiros, ratos cinzentos dos esgotos, ratos do campo, ratazanas, etc, e ainda nos ratos resistentes às Cumarinas e à Warfarina.

O produto é 100% eficaz, pois provoca a morte com apenas uma ingestão.

Os ratos morrem por anemia aguda e sem dor, não produzindo efeitos antes de 48 horas, mesmo se ingerido em grandes quantidades.

Desencadeia hemorragias internas e a sua aparição, sempre tardia, é condição necessária para não fazer desconfiar os restantes ratos.

## Modo de Emprego

O produto encontra-se pronto para ser utilizado.

Colocar o produto MURIBROM CEREAL, nos lugares de passagem ou perto dos ninhos dos ratos. Deverá colocar-se a quantidade segundo a abundância dos ratos.

Reponha o produto consumido diariamente, durante pelo menos três dias consecutivos.

## Composição y apresentação

BROMADIALONA ----- 0,005%

SUBSTÂNCIAS INERTES----- 99,995

Fornecimiento: saquetas de 25 gramas



## Precauções

### MANTER FORA DO ALCANCE DAS CRIANÇAS

Não respirar as poeiras.

Afastar as crianças e animais dos locais onde se colocaram os iscos.

Retirar os iscos logo após o tratamento. Não reutilizar os iscos nem a embalagem vazia.

Retirar os iscos logo após o tratamento. Não reutilizar os iscos nem a embalagem vazia.

Lavar as mãos sempre que tocar nos iscos.

Produto anticoagulante; em caso de ingestão consultar imediatamente o médico e mostrar-lhe a embalagem ou o rótulo.

Antídoto – Vitamina K1

### Primeiros Socorros

Se a ingestão é recente provocar o vômito

### Sintomas de Intoxicação

Qualquer tipo de hemorragia, palidez, dor abdominal ou das costas.

Hematoma na pele ou nas articulações.

Em caso de acidente contactar o CENTRO DE INFORMAÇÃO ANTIVENENOS, pelo telefone:

808 250 143.

Em caso de qualquer dúvida contactar os nossos serviços em:

ZABALONDO 44, 48100 MUNGUIA (VIZCAYA) ESPANHA

TELF: 0034 94 674 1085 FAX: 0034 94 674 4829

EMAIL: info@quimunsa.com WEB: www.quimunsa.com

## AUTORIZAÇÃO DE VENDA Nº 1389S

### PRODUTO DISTRIBUIDO POR:

**COPRATE**

**Soluções de Desinfestação, Lda.**

**Parque Industrial da Quinta das Rebeles**

**Rua A – Nº 1, 2830-222 BARREIRO**

**PORTUGAL**

**TELF: 212 149 696 FAX: 212 149 697**

**EMAIL: geral@coprate.pt**

**WEB: www.coprate.pt**

Anexo 20 – Levantamento das armadilhas colocadas para roedores nos diferentes setores do Jardim Zoológico de Lisboa.

Armadilhas colocadas em cada zona da Direção Zoológica e Veterinária.

	Controlo externo Armadilhas Químicas			Controlo Interno	
	Pretas	Verdes	Cartão	Armadilhas Mecânicas	Total
Aves					
Aviário Madail	1	2	0	3	6
Aviário Asiático	0	0	0	0	0
Faisões	0	2	0	0	2
Ibis	2	0	0	0	2
Gaiolas das Bilheteiras	0	0	0	0	0
Rozeiral	0	0	0	0	0
Centro Recup. de Aves	1	2	0	0	3
Passariformes	0	0	0	2	2
Flamingos	0	0	0	0	0
Ratites	0	0	0	0	0
Abutres e Corujas	0	0	0	0	0
Parque Arco-íris	0	0	0	0	0
Sub- total	4	6	0	5	15
Reptilário					
Maternidade	2	0	1	0	3
Cozinha	1	0	0	0	1
Zona de Exposição	0	0	0	0	0
Sub- total	3	0	1	0	4
Marsupiais					
Koalas e Cangurus	2	0	0	3	5
Motjac	1	0	0	0	1
Urso-Formigueiros	0	0	0	0	
Quintinha	0	0	0	2	2
Sub- total	3	0	0	5	8
Carnívoros					
Encosta dos Felinos	2	0	0	1	3
Solar dos Leões	2	0	0	2	4
Trilho das Chitas	1	0	0	0	1
Vale dos Tigres	2	0	0	0	2
Ursos	2	0	0	0	2
Lobos	0	0	2	0	2
Pumas	1	0	0	0	1
Tigres Brancos	0	0	0	0	0
Sub- total	10	0	2	3	15

Anexo 20 – Continuação.

	Controlo externo Armadilhas Químicas			Controlo Interno	Total
	Pretas	Verdes	Cartão	Armadilhas Mecânicas	
Pequenos Primatas					
Palácio Verde	0	2	0	0	2
Micos	2	2	0	10	14
Saguim Bicolor	0	0	0	2	2
Macaco-Aranha	0	0	0	0	0
Gibão de Mãos Brancas	1	0	0	0	1
Ilha do Siamango	0	0	0	0	0
Ginásio	1	0	2	0	3
Ilha do Farrobo	0	0	0	0	0
Ilha do Animax	0	0	0	0	0
Antigo Templo Primatas	1	1	0	0	2
Sub- total	5	5	2	12	24
Grandes Primatas					
Templo dos Primatas	1	1	2	0	4
Lémures	7	0	0	0	7
Sub- total	8	1	2	0	11
Grandes Herbívoros					
Elefantes	3	0	0	0	3
Hipopótamos	2	0	0	1	3
Hipopótamos Pigmeu	0	0	0	0	0
Rinocerontes Brancos	0	2	0	0	2
Sub- total	5	2	0	1	8
Serviços Zoológicos					
Curadoria dos Mamíferos	0	0	3	0	3
Curadoria Aves/Répteis	0	0	1	0	1
Sub- total	0	0	4	0	4
Setor da Nutrição					
Armazém do Feno	2	0	0	0	2
Armazém das Rações	2	0	1	0	3
Cozinha	0	0	0	0	0
Z. das Câmaras Frias	2	0	0	0	2
Armazém da Carne	0	0	0	0	0
Armazém Geral	4	0	0	0	4
Biotério	0	0	0	0	0
Câmara Grande	0	0	1	0	1
Escritórios	0	0	2	0	2
Sub- total	10	0	4	0	14
Total	48	14	15	26	103



Anexo 20 – Continuação.

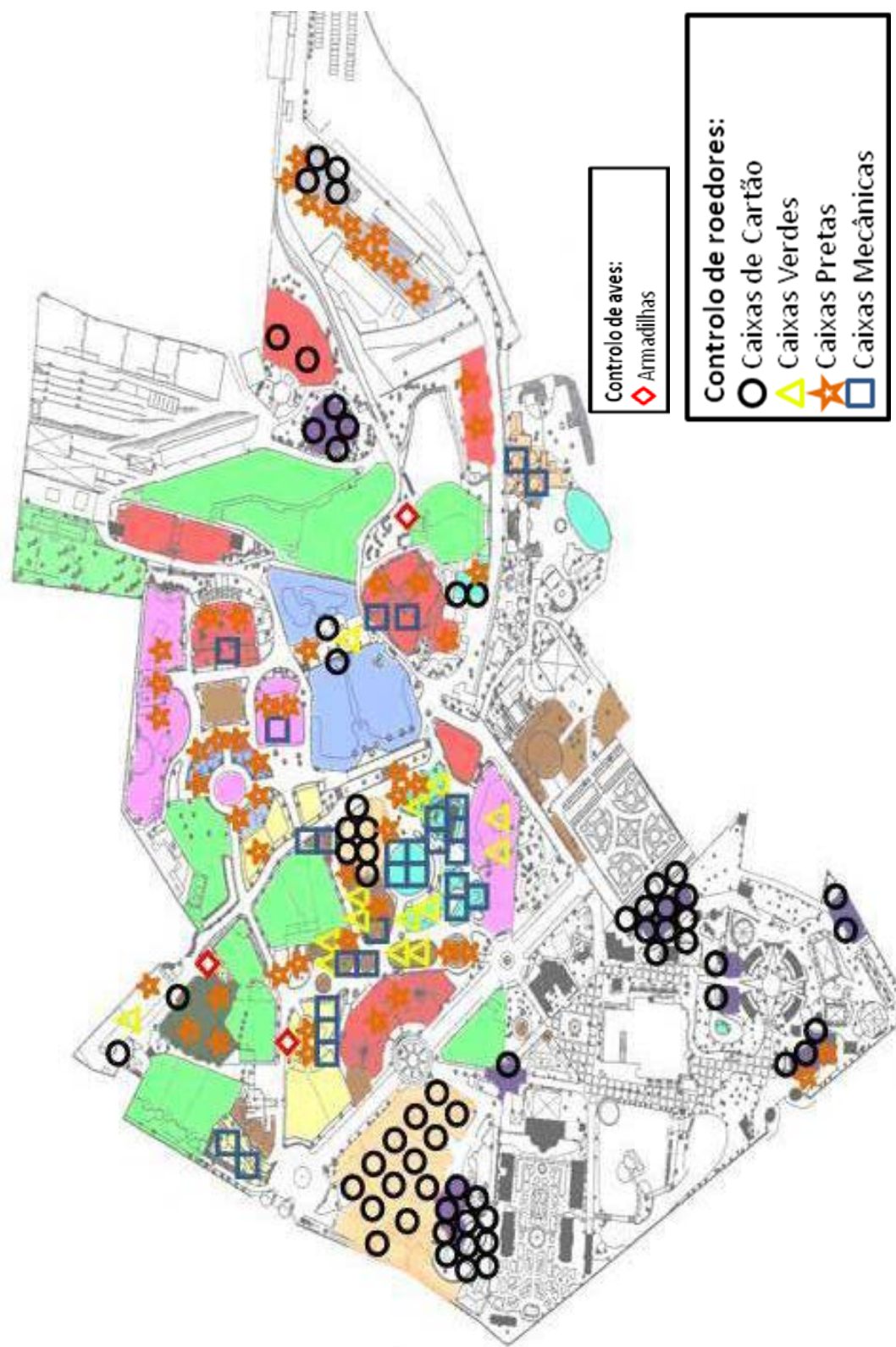
Armadilhas colocadas em cada zona do Centro de Vida Marinha.

	Controlo externo Armadilhas Químicas			Controlo Interno	Total
	Pretas	Verdes	Cartão	Armadilhas Mecânicas	
Baia dos Golfinhos					
Bombas	0	0	3	0	3
Escritórios	0	0	8	0	8
Cabine de Som	0	0	1	0	1
Lojas	0	0	1	0	1
Sub- total	0	0	13	0	13
Centro de vida Marinha					
Focas/Leões Marinhos	2	0	3	0	5
Aves e Répteis	0	0	0	2	2
Sub- total	2	0	3	2	7
Total	2	0	16	2	20

Armadilhas colocadas em cada local da Zona Franca, Arquitetura e Centro Pedagógico.

	Controlo externo Armadilhas Químicas			Controlo Interno	Total
	Pretas	Verdes	Cartão	Armadilhas Mecânicas	
Zona Franca					
Administração	0	0	11	0	11
Palheiro	0	0	2	0	2
Bilheteiras	0	0	1	0	1
Eventos	0	0	2	0	2
Museu da Criança	2	0	3	0	5
Sub- total	2	0	19	0	21
Centro Pedagógico, Secretaria e Arquitetura					
Centro Pedagógico	0	0	4	0	4
Secretaria	0	0	7	0	7
Arquitetura	0	0	4	0	4
Sub- total	0	0	15	0	15
Total	2	0	34	0	36

Anexo 21 – Zonas em estudo, no Jardim Zoológico de Lisboa com a localização das armadilhas mecânicas e químicas para controlo de roedores e armadilhas mecânicas para controlo dos pombos.



Anexo 22 – Análise estatística efetuada relativamente ao estudo parasitário nos roedores capturados no Jardim Zoológico de Lisboa.

Resultados do Teste de Independência - Relação do número de roedores positivos e as duas espécies de roedores

	GL	Q2	P	Significância
Espécie de Roedor Geral	1	0,271	0,603	Não é significativo

Teste de Homogeneidade - Relação do número de roedores positivos para cada espécie de parasita com a média (20)

Parasita	GL	Q2	P	Significância
<i>Cysticercus</i>	1	3,092	0,079	Não é significativo
<i>Hymenolepis</i>	1	0,299	0,585	Não é significativo
<i>Nippostrongylus</i>	1	2,19	0,139	Não é significativo
<i>Heterakis</i>	1	8,679	0,003	Significativo
<i>Syphacia</i>	1	7,091	0,008	Significativo
<i>Trichuris</i>	1	14,198	0,0002	Significativo
<i>Calodium</i>	1	3,742	0,053	Não é significativo
<i>Eimeria</i>	1	5,98	0,015	Significativo
<i>Cryptosporidium</i>	1	10,289	0,0001	Significativo

Resultados do Teste de Independência – Relação do número de roedores positivos para os diversos tipos de infeções e a relação do número de roedores positivos de diferentes espécies para os diversos tipos de infeções.

	GL	Q2	P	Significância
Infeções Geral	3	13,723	0,0033	Significativo
Espécie de Roedor/Infeções	7	53,93	<0,0001	Significativo

Teste de Homogeneidade - Relação do número de roedores de cada espécie positivos para cada espécie de parasita com a média (10).

Parasita	Espécie rato	GL	Q2	P	Significância
<i>Cysticercus</i>	MM	1	0,531	0,466	Não é significativo
<i>Hymenolepis</i>	MM	1	3,139	0,076	Não é significativo
<i>Nippostrongylus</i>	MM	1	3,139	0,076	Não é significativo
<i>Heterakis</i>	MM	1	6,573	0,01	Significativo
<i>Syphacia</i>	MM	1	29,813	<0,0001	Significativo
<i>Trichuris</i>	MM	1	1,63	0,202	Não é significativo
<i>Calodium</i>	MM	1	3,987	0,05	Não é significativo
<i>Eimeria</i>	MM	1	3,139	0,076	Não é significativo
<i>Cryptosporidium</i>	MM	1	1,63	0,202	Não é significativo
<i>Cysticercus</i>	RN	1	0,158	0,691	Não é significativo
<i>Hymenolepis</i>	RN	1	11,251	0,0008	Significativo
<i>Nippostrongylus</i>	RN	1	37,289	<0,0001	Significativo
<i>Heterakis</i>	RN	1	32,237	<0,0001	Significativo
<i>Syphacia</i>	RN	1	5,22	0,022	Significativo
<i>Trichuris</i>	RN	1	3,139	0,07	Não é significativo
<i>Calodium</i>	RN	1	20,819	<0,0001	Significativo
<i>Eimeria</i>	RN	1	0,531	0,436	Não é significativo
<i>Cryptosporidium</i>	RN	1	0,674	0,412	Não é significativo

## Anexo 22 – Continuação.

Resultados do Teste de Independência - Relação do número de roedores positivos para os sexos dos hospedeiros.

	GL	Q2	P	Significância
Sexo/Espécie	3	3,7251	0,2927	Não é significativo

Resultados do Teste de Independência - Relação do tipo de infecção com a espécie e idade.

Fator	GL	F	P
Tipo de Infecção/Adulto/MM	3	20,451	<0,0001
Tipo de Infecção/Jovens/MM	3	22,355	<0,0001
Tipo de Infecção/Adulto/RN	3	5,46	0,141
Tipo de Infecção/Jovens/RN	3	2,251	0,522

Resultados do Teste de Independência - Relação para o tipo de infecção com a espécie e sexo.

Fator	GL	F	P
Tipo de Infecção/Machos/MM	3	22,78	<0,0001
Tipo de Infecção/Fêmeas/MM	3	18,824	0,0003
Tipo de Infecção/Machos/RN	3	1,883	0,597
Tipo de Infecção/Fêmeas/RN	3	4,541	0,209

Análise de regressão logística – Influência do sexo e idade do roedor na presença/ausência de parasitas.

	Espécie parasita	Sexo	Idade
<i>Mus musculus</i>	<i>C. fasciolaris</i>	NS	NS
	<i>H. diminuta</i>	NS	NS
	<i>N. brasiliensis</i>	NS	NS
	<i>H. spumosa</i>	NS	NS
	<i>S. obvelata</i>	NS	NS
	<i>T. muris</i>	NS	NS
	<i>C. hepaticum</i>	NS	NS
	<i>Eimeria</i> spp.	NS	NS
	<i>C. parvum</i>	NS	NS
<i>Rattus norvegicus</i>	<i>C. fasciolaris</i>	NS	NS
	<i>H. diminuta</i>	NS	6,178*
	<i>N. brasiliensis</i>	NS	NS
	<i>H. spumosa</i>	NS	7,556**
	<i>S. obvelata</i>	NS	NS
	<i>T. muris</i>	NS	NS
	<i>C. hepaticum</i>	NS	6,662**
	<i>Eimeria</i> spp.	NS	NS
	<i>C. parvum</i>	NS	NS

Anexo 23 – Sugestão para uma ficha de inspeção de pragas no Zoo.

Seção Zoológica: \_\_\_\_\_ Data: \_\_\_\_/\_\_\_\_/\_\_\_\_

Instalação: \_\_\_\_\_

Responsável do Setor: \_\_\_\_\_

Operador de controlo de pragas \_\_\_\_\_

	Aceitável	N A	Q	M C	Observações
<b>Exterior da Instalação em área sem animais</b>					
Presença ou sinais de roedores, insetos, aves, mamíferos ou infestação por predadores					
Manutenção dos espaços verdes (limpeza e tratamento)					
Pavimentação e drenagem					
<b>Interior da Instalação em área sem animais</b>					
Aspeto e limpeza de paredes, pisos, tetos e portas (sem fendas/espacos)					
Ventilação e iluminação					
Organização e limpeza dos equipamentos de limpeza/tratamento					
<b>Exterior e Interior da Instalação em área com animais</b>					
Presença ou sinais de roedores, insetos, aves, mamíferos ou infestação de predadores					
Regularidade da limpeza de restos de alimentos ou fezes					
Programa de limpeza/desinfecção					
<b>Zona de Preparação Alimentar</b>					
Organização e limpeza da bancada de preparação de alimentos					
Armazenamento de alimentos secos					
Armazenamento de alimentos a frio					
<b>Zona de resíduos ou lixo</b>					
Tratamento de resíduos alimentares/lixo					
Estado dos recipientes de resíduos alimentares/lixo					
<b>Zona com armadilhas químicas ou mecânicas</b>					
Alcance e controlo das zonas com armadilhas					
Identificação e sinais de aviso das armadilhas					
Manutenção e limpeza das armadilhas					
Documentação e registo de armadilhas					

NA – não aceitável; Q – questionável; MC – medidas corretivas.

Comentários: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Anexo 24 – Regulamento interno da Câmara Municipal de Lisboa, referente ao controlo e prevenção de pragas (Câmara Municipal de Lisboa, 2012).

“O Departamento de Higiene Urbana, através da sua Divisão de Controlo Sanitário, executa Controlo Integrado de Pragas Urbanas, que é uma alternativa mais moderna, tecnicamente mais adequada e ecologicamente mais correta e segura para a obtenção do controle de pragas urbanas.

Esta tarefa implica o envolvimento de todos por forma a manter o ambiente livre de pragas e a população mais saudável, consistindo em:

- Controlar e eliminar as populações de pragas que infestam as áreas abrangidas pelo sistema;
- Prevenir a presença de pragas ocasionais;
- Minimizar os riscos para a saúde humana e para o ambiente;
- Minimizar a formação de populações de pragas resistentes;
- Reduzir a necessidade de biocidas (químicos);
- Minimizar a formação de resíduo químico;
- Abordar preventivamente a questão de pragas;
- Envolver toda a população na prevenção das pragas, fomentando hábitos saudáveis de vivência na Cidade”.